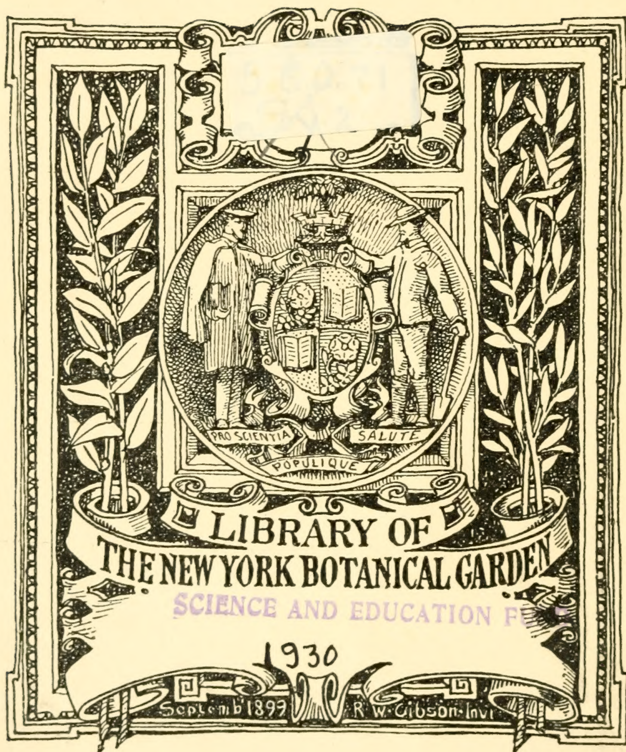
Anleitung zum Sammeln der Kryptogamen.



von

P. Sydow.


PRO SCIENTIA
SALUTE
POPULIQUE
LIBRARY OF
THE NEW YORK BOTANICAL GARDEN
SCIENCE AND EDUCATION FU
1930
Septemb 1899
R W Gibson Inv

Hofmann

XII. 16. Frankenstein (Schles.)
von Frl. Piper Mchn.

Anleitung

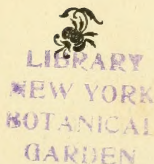
zum

Sammeln der Kryptogamen.

Bearbeitet

von

P. Sydow.



Stuttgart.
Julius Hoffmann.
1885.

Hoffmann'sche Buchdruckerei in Stuttgart.

Vorwort.

In seiner langjährigen botanischen Praxis ist dem Verfasser des vorliegenden Büchleins vielfach die Frage vorgelegt worden: „Wo und wie sammelt man Kryptogamen?“ Gar mancher hat sich von dem Studium der kryptogamischen Gewächse nur dadurch ablenken lassen, dass seine ersten, ohne Anleitung vorgenommenen Präparierungsversuche ein negatives Resultat ergaben. Und doch bieten gerade die Kryptogamen eine Fülle des Interessanten und Belehrenden; sie zeigen einen Reichtum der Formen, der unsere Bewunderung erweckt, der aber auch den Forscher mit magischer Gewalt fesselt.

Wohl sind Anleitungen zum Sammeln und Präparieren der Gewächse im allgemeinen periodisch erschienen. Die meisten derselben beschäftigten sich aber nur mit den Phanerogamen, der Kryptogamen wurde kaum Erwähnung gethan. Die erste ausführlichere Anleitung zum Sammeln der Kryptogamen gab J. Nave in seinem Büchlein: „Anleitung zum Einsammeln, Präparieren und Untersuchen der Pflanzen mit besonderer Rücksicht auf die Kryptogamen“. Dresden 1864. Der Verfasser, als Algologe bekannt, behandelt die Familie der Algen in sehr detaillierter Weise, während die andern Familien der Kryptogamen sehr stiefmütterlich wegkommen.

Seit dieser Zeit — über zwei Dezennien — ist kein ähnliches Werk erschienen. Wohl finden sich in den verschiedenen, kleineren und grösseren

botanischen Schriften Beschreibungen gewisser Präparationsmethoden. Dem Anfänger werden aber in den meisten Fällen nur geringe litterarische Hilfsmittel zu Gebote stehen, auch ist es zeitraubend und mühselig, alle diese Werke nachzusehen, um das Wichtigste über das Einsammeln der Kryptogamen, über deren Präparation und Einreihung in das Herbar, sowie über die mechanischen Erfordernisse beim Untersuchen zu erfahren. Diesem Uebelstande sucht Verfasser durch vorliegendes Büchlein abzuhelfen. Dasselbe soll dem Anfänger auf die oben erwähnte Frage Antwort geben. Der Stoff selbst gliedert sich nach den natürlichen Familien der Kryptogamen. Um den Anforderungen der Zeit und Wissenschaft zu genügen, sind auch die verschiedenen Kulturmethoden kurz beschrieben worden. Das jeder Abteilung angefügte Verzeichnis der hauptsächlichsten systematischen Litteratur und der bekannteren Exsiccaten-Sammlungen dürfte manchem willkommen sein.

Die in der Einleitung enthaltene kurze Beschreibung des Mikroskopes — gleichsam nur eine Terminologie der Teile desselben — ist in der Voraussicht gegeben worden, dass es manchem Anfänger vielleicht nicht sogleich möglich ist, sich irgend eins der grösseren mikrographischen Werke anzuschaffen.

Möge das Büchlein den oft so wunderschönen kryptogamischen Gewächsen neue Freunde zuführen und dadurch das Studium derselben fördern. Das ist der innigste Wunsch des Verfassers.

Wilmersdorf bei Berlin, im Juni 1885.

P. Sydow.

Einleitung.

Selten bietet ein Studium so viel Belehrung und zugleich Angenehmes, als jenes der Kryptogamen. Der unerschöpfliche Formenreichtum derselben, das so oft Geheimnisvolle ihrer Lebensweise, das Wunderbare ihres Baues, das ist es, das jeden, der an dieses Studium herantritt, so anregt und fesselt. Doch nicht mühelos erschliesst sich die Natur dem Menschen. Sie verlangt, dass man sie aufsuche, sich unmittelbar mit ihr beschäftige. Nicht daheim, nicht aus Büchern ist sie zu erlernen und zu verstehen. Darum heisst es, hinaus in die freie Natur, in Wald und Feld, um sie an der Quelle ihres Lebens zu schauen. Hundertmal und aber hundertmal muss der Forscher die heimischen Fluren durchstreifen, um Aufklärung zu erhalten. Gar viel sind der Täuschungen. In noch höherem Masse als bei den Phanerogamen wird an den Kryptogamen-Forscher die Aufgabe gestellt, selbst zu sammeln und eine Sammlung, ein Herbarium anzulegen.

Das Herbarium muss aber nach wissenschaftlichen Prinzipien geordnet und zusammengestellt sein, denn nur dann vermag es seinen Zweck zu erfüllen, nämlich den, der Rekapitulation und Vergleichung zu dienen.

So einfach nun auch die Anlage einer solchen Sammlung erscheint, so dürfte es doch nicht überflüssig sein, den Anfänger auf die Punkte aufmerksam zu machen, welche bei der Anlage und Aufbewahrung des Herbariums nicht ausser acht gelassen werden dürfen.

Jede gesammelte Art oder Form wird in einem besonderen Bogen Papier aufbewahrt. Da die Konservierung der Pflanzen sehr von dem zu verwendenden Papier abhängt, so nehme man stets nur festes, gut geleimtes Papier. Auf die Farbe desselben kommt es weniger an, das ist Geschmackssache. Fliesspapier darf unter keinen Umständen zur Aufbewahrung der Pflanzen verwandt werden. In kurzer Zeit nisten sich in diesem Papier Insekten in solcher Menge ein, dass sie auch die schönste und reichhaltigste Sammlung bald total zerstören.

Besitzt man von einer Art mehrere Varietäten und Formen, so werden dieselben in einen gemeinschaftlichen Bogen Papier gelegt. Zur leichteren Orientierung wird in der unteren linken Ecke der Name der im Bogen liegenden Pflanze vermerkt.

Alle Arten einer Gattung legt man in einen besonderen Gattungsbogen. Zu solchen Gattungsbogen eignet sich sehr gut blaues Deckelpapier, denn da dieselben öfter aufgeschlagen werden, so sind sie auch leichter dem Zerreissen ausgesetzt.

Die Artbogen werden mit der Falzseite nach links, die Gattungsbogen mit dieser Seite nach rechts gelegt.

Die Gattungen ordnet man später zu Familien u. s. w.

Die Pflanzensammlung muss so eingerichtet sein, dass jede Pflanze schnell, ohne viel Zeitverlust und Mühe herausgenommen werden kann. Am

leichtesten lässt sich dies durch alphabetische Anordnung des ganzen Herbariums bewerkstelligen. Der Wert einer Sammlung wächst mit der Anzahl der vorhandenen Exemplare. Man suche deshalb dieselbe Pflanze aus den verschiedensten Gegenden zu erhalten. Nur dann erhält man ein richtiges Bild der Pflanze, wenn man die durch anderes Substrat und wechselnde Standorte hervorgerufenen Formen besitzt und vergleicht. Ein lehrreiches Beispiel ist Hypnum cupressiforme. Die extremsten Formen dieses Mooses lassen, jede für sich allein betrachtet, kaum die Stammart erkennen, leicht ist dies jedoch, wenn man die Übergangsformen aneinander reiht.

Die Gattungen werden weiter zu Fascikeln vereinigt. Es empfiehlt sich, diese nicht zu voluminös zu gestalten. Liegen viele Pflanzen aufeinander, so leiden sie durch den gegenseitigen Druck; auch ist auf das Einrangieren neuer Arten Bedacht zu nehmen. Die einzelnen Fascikel legt man in entsprechend grosse, nicht zu dünne Pappdeckel, welche mittels durchgezogener Bänder zusammengeschnürt werden können. Solche Pappdeckel sind billig, und jeder kann sie selbst verfertigen. Wer mehr anwenden kann und will, lasse sich vom Buchbinder Pappkästchen anfertigen.

In denselben leiden die Pflanzen nicht durch Druck, ferner sind sie vor Staub geschützt. Die Mappen oder Kästen stellt man auf Regalen oder besser in gut verschliessbaren Schränken auf. An jedem Fascikel wird an der dem Beschauer zugekehrten Seite eine Etikette befestigt, die den Inhalt angibt.

Die Sammlung ist an einem trockenen, staubfreien, keinem grossen Temperaturwechsel unter-

worfenen Orte aufzubewahren. Bei feucht liegenden Pflanzen treten gar leicht Schimmelbildungen auf, welche nicht nur dem Ansehen der Exemplare schaden, sondern auch der Untersuchung hinderlich sind.

Über die Aufbewahrung der Exemplare in Papierkapseln ist näheres bei den einzelnen Familien zu ersehen.

Jedem Exemplar ist ein Zettel, eine Etikette, beizugeben, die in lateinischer Schrift und wenn möglich auch in lateinischer Sprache folgende Angaben enthält:

1) Den Namen der Pflanze und auch der Varietät oder Form.
2) Die Angabe des Autors, d. h. den Namen desjenigen Botanikers, welcher der Pflanze zuerst den angeführten Namen gab. Diese Angabe ist sehr wichtig, da oft unter demselben Namen verschiedene Pflanzen beschrieben sind. So ist z. B. Bryum marginatum *B. S.* eine ganz andere Pflanze als Bryum marginatum *Dicks.* Letztere Pflanze ist das heutige Mnium serratum *Brid.*
3) Den geographischen Fundort. Je spezieller diese Angabe, desto wertvoller ist sie. Pflanzen ohne Bezeichnung des Fundortes haben etwa den Wert kultivierter Exemplare.
4) Den speziellen Standort, d. i. die Angabe der Bodenbeschaffenheit (Wiese, Acker, Wald u. dgl.)
5) Die geognostische Unterlage oder die Beschaffenheit des Substrates, auf dem die Pflanze wächst.
6) Datum des Einsammelns (Monat und Tag).
7) Den Namen des Sammlers. Vor den Namen setzt man die Abkürzung des lateinischen

Wortes legit, z. B.: leg. N. N. heisst: gesammelt von N. N. — Geht die Pflanze in dritte Hand über, so wird noch die Bemerkung: com. N. N. hinzugefügt, die Abkürzung von communicavit, d. h. mitgeteilt von N. N.

7) In manchen Fällen ist es nötig, auf der Etikette auch die wichtigsten Synonyma zu notieren.

Die Etikette wird mit Gummi arabicum auf dem Papierkonvolut befestigt.

Da man Diatomeen und Desmidieen selten rein, d. h. unvermengt mit andern Arten erhält, so fertigt man so viele Exemplare an, als Arten im Präparat enthalten sind. Auf jeder Etikette hebt man eine Spezies besonders hervor, notiert aber ferner die Namen der andern Arten.

Viele Kryptogamen, z. B. die Moose, Characeen, die meisten Krustenflechten und zarteren, kleinen Algen werden von Insekten und deren Larven nicht belästigt. Die grösseren Algen, Flechten und fast alle Pilze muss man aber gegen solche feindlichen Invasionen zu schützen suchen.

Die bewährtesten Mittel, um das Herbar von Insekten rein zu halten, sind: öfteres Durchsehen der einzelnen Bogen und das Vergiften der Pflanzen mit Sublimat oder durch Schwefelkohlenstoff.

In 1 Liter starken Alkohols werden 25 Gramm Quecksilber-Sublimat aufgelöst und mit dieser Flüssigkeit die Pflanzen auf beiden Seiten bestrichen. Der Alkohol verdampft schnell, während das Sublimat zurückbleibt.

Schwefelkohlenstoff wird wie folgt angewendet. Man lässt eine hermetisch verschliessbare Blechkiste anfertigen, in welcher sich einige Centimeter über dem Boden einige Leisten befinden, auf welche die

aufgebundenen Pflanzenmappen gelegt werden. Auf den Boden selbst setzt man eine flache Porzellanschale mit Schwefelkohlenstoff. Die aufsteigenden Dämpfe desselben durchdringen die Pflanzen und zerstören jegliches tierische Leben.

Der Schwefelkohlenstoff ist sehr flüchtiger Natur und ein leicht entzündbarer Stoff. Man nehme daher die Prozedur des Vergiftens der Pflanzen an einem nicht feuergefährlichen Orte vor, auch darf man der Kiste nicht mit brennendem Lichte nahe kommen.

Wer sich ausführlicher über die Anlage und Einrichtung des Herbariums unterrichten will, dem sei das im gleichen Verlage erschienene Büchlein: „C. Mylius, Das Anlegen von Herbarien der deutschen Gefässpflanzen“ warm empfohlen.

Das Mikroskop.

Nur wenige Kryptogamen lassen sich auf makroskopischem Wege, d. h. mit dem blossen Auge oder unter Zuhilfenahme einer Lupe, bestimmen, die grosse Mehrzahl derselben erfordert eine mikroskopische Untersuchung. Der Kryptogamenforscher kann also des Mikroskopes nicht entbehren; er muss bemüht sein, sich ein solches anzuschaffen. Doch glaube man nicht, dass mit dem blossen Ankauf des Mikroskopes genug gethan sei, dass man nur hineinzusehen brauche, um sogleich wichtige Entdeckungen zu machen. Das mikroskopische Sehen ist im Gegenteil sehr verschieden von dem gewöhnlichen, es will gelernt sein. Treffend sagt daher Julius Sachs in seiner „Geschichte der Botanik“: „Das Sehen ist eine Kunst, die gelernt und

ausgebildet sein will, ein bestimmter Zweck muss den Willen des Beobachters anregen, genau sehen zu wollen und das Gesehene richtig zu unterscheiden und zu verbinden.“ — Es ist also nicht genug, dass wir das mikroskopische Bild mit unsern Sinnen wahrnehmen, — wir sehen unter dem Mikroskope den Gegenstand nur immer in zwei Dimensionen, in der Breite und in der Länge, nie vermögen wir zu gleicher Zeit auch die dritte Raumausdehnung, die Dicke, wahrzunehmen — sondern das Sehen mit dem Mikroskop erfordert auch die Thätigkeit unseres Geistes. Das Mikroskop zeigt, je stärker es vergrössert, nur desto kleinere Teile des Ganzen. Daher kann nur „geschickte und überlegte korporative, sorgfältige Kombination der verschiedenen Bilder und lange Übung“ über den mikroskopischen Bau eines Körpers Klarheit verschaffen.

Von einem Mikroskopiker wird verlangt, dass er „geschickte Hände, gute Augen, Gemütsruhe und Selbsterkenntnis“ besitze.

Die Anfertigung mikroskopischer Präparate erfordert eine gewisse manuelle Geschicklichkeit. Was nun das Sehen anbetrifft, so beobachte man mit dem rechten Auge, ohne jedoch das linke zu schliessen. Durch das Zukneifen des letzteren werden die Schliessmuskeln desselben sehr bald ermüdet und schmerzlich affiziert. Man gewöhnt sich übrigens sehr leicht daran, nur das mikroskopische Bild zu sehen, ohne durch das offene linke Auge gestört zu werden. Sollte sich etwa ein Hang zum Schielen einstellen, so ist diesem durch öfteres Ausruhen und einige Achtsamkeit leicht abzuhelfen. Kurzsichtigkeit ist dem mikroskopischen Beobachten nicht hinderlich. — Harting sagt in seinem Buche

„Das Mikroskop“: „Wir müssen uns in einem Gemütszustande befinden, der es uns möglich macht, mit nebelfreiem Blick zu sehen und mit vorurteilsfreiem Verstande zu schliessen. Als Haupterfordernis hierzu nenne ich die Gemütsruhe während der Untersuchung. Wie leicht es auch scheinen mag, dass dieser Forderung Genüge geschehe, es lehrt die Erfahrung dennoch, dass das Gegenteil sich Geltung verschafft. Dies hat vorzüglich bei mikroskopischen Untersuchungen seine Richtigkeit; diese veranlassen nicht selten lebhafte Gemütseindrücke, welche mit der gewünschten Gemütsruhe während der Beobachtung unvereinbar sind.“ — Der Mikroskopiker soll nie als positive Thatsache hinnehmen, was vielleicht Wahrscheinlichkeit oder gar nur Möglichkeit bietet. Nirgends sind Täuschungen leichter als hier.

Das zusammengesetzte Mikroskop, denn nur ein solches ist für den Kryptogamenforscher brauchbar, gibt das vergrösserte Bild des Gegenstandes. Es muss also zum mindesten aus zwei optischen Gläsern bestehen, aus einer dem beobachtenden Auge nahen Linse (dem Bildbetrachter, Okular) und einer zweiten, dem zu vergrössernden Gegenstand nahen Linse (Bilderzeuger, Objektiv). — Diese beiden, natürlich so zu einander gestellten Linsen, dass das Bild nahe an den Brennpunkt des Okulars fällt, würden also das einfachste zusammengesetzte Mikroskop darstellen. Unsere heutigen Instrumente zeigen aber einen komplizierteren Bau. Das Okular besteht aus zwei plankonvexen Gläsern. Beide haben dieselbe Wirkung wie eine bikonvexe Linse, verhindern aber das Zustandekommen der sehr störenden farbigen Ränder. Das Objektiv besteht aus drei plankonvexen achromatischen Linsen.

Objektiv und Okular müssen sich in einem ganz bestimmten, unverrückbaren Abstand zu einander befinden, der zu beobachtende Gegenstand muss genau in dem Brennpunkt des Objektivs liegen, und um das Bild des Gegenstandes zu sehen, muss ihm eine genügende Quantität Licht zugeführt werden können. Sämtliche Linsen müssen genau zentriert, d. h. so angeordnet werden, dass die optischen Mittelpunkte derselben genau in eine grade Linie fallen. Es kann nun nicht meine Aufgabe sein, an dieser Stelle eine ausführliche Beschreibung der einzelnen Teile des Mikroskopes zu geben. Das Nachstehende diene nur zur vorläufigen Orientierung der Bestandteile des Mikroskopes. Wer sich gründlich hierüber belehren will, den verweise ich auf die reichhaltige, vortreffliche Literatur, die wir über dieses Instrument besitzen.

H. v. Mohl, Mikrographie. Tübingen. 1846.

Harting, Das Mikroskop. Braunschweig. 1859.

Dippel, Das Mikroskop. Braunschweig. 1872.

J. Sachs, Geschichte der Botanik. München. 1875.

Naegeli und Schwendener, Das Mikroskop. 1877.

W. Behrens, Hilfsbuch zur Ausführung mikroskopischer Untersuchungen. Braunschweig. 1883.

Dippel, Grundzüge der allgemeinen Mikroskopie. Braunschweig. 1885.

Die Teile eines zusammengesetzten Mikroskopes lassen sich in drei Gruppen bringen. Die der ersten Gruppe sind bestimmt, den optischen Apparat zu tragen, die der zweiten dienen zum Tragen des Objektes und die der dritten Gruppe bilden den Beleuchtungsapparat.

Wir bemerken zunächst den sogenannten Fuss (f) des Mikroskopes (siehe umstehende Fig. 1).

Derselbe ist massiv aus Messing gearbeitet, hufeisenförmig und mit einem hinten vorspringenden, stützenden Zapfen (f_1) versehen. Auf dem Fusse erhebt sich eine ebenfalls massive Säule (g). Bei grösseren Instrumenten ist diese Säule, wie auch im gegebenen Falle, oben mit einem Gelenk versehen. Man kann dadurch den Apparat beliebig neigen und somit bequemer in sitzender Stellung beobachten. Ein zweiter wichtiger Teil ist die Mikroskopröhre oder der Tubus (tt). Derselbe trägt oben (c) das Okular, welches auf den Tubus gesetzt wird. Unten am Tubus (bei o) ist das Objektiv mittels eines Schraubengewindes befestigt. Der Tubus lässt sich in einer Messinghülse (r) leicht auf und ab bewegen. Zur ungefähren Einstellung des Tubus dient der Trieb (z); derselbe stellt eine mit einem Zahnrade in eine Zahnleiste des Tubus eingreifende Schraube dar. Durch Umdrehen dieser Schraube lässt sich der Tubus und mit ihm das Objektiv dem zu beobachtenden Objekt bis auf einen gewissen Abstand nähern. Die genaue (scharfe oder feine) Einstellung des Objekts in den Brennpunkt des Objektivs bewirkt die Mikrometerschraube (m). Ihr Gewinde (n) besteht aus vielen, sehr niedrig verlaufenden Umgängen und greift in den untern massiven Teil (v w) einer Säule (d) ein. Oberhalb w ist diese Säule röhrenförmig. Innerhalb derselben setzt sich die Achse der Schraube m ohne Gewinde fort bis etwa zu dem Punkte e. Hier fasst sie lose in die Vertiefung eines mit der Tubushülse r fest verbundenen und durch einen Spalt in die Säule d hineinragenden Messingzapfens ein. Im obersten Teile von d befindet sich eine Spiralfeder, welche den genannten Zapfen auf die Schraubenachse drückt. Dreht man nun die Mikrometerschraube (m),

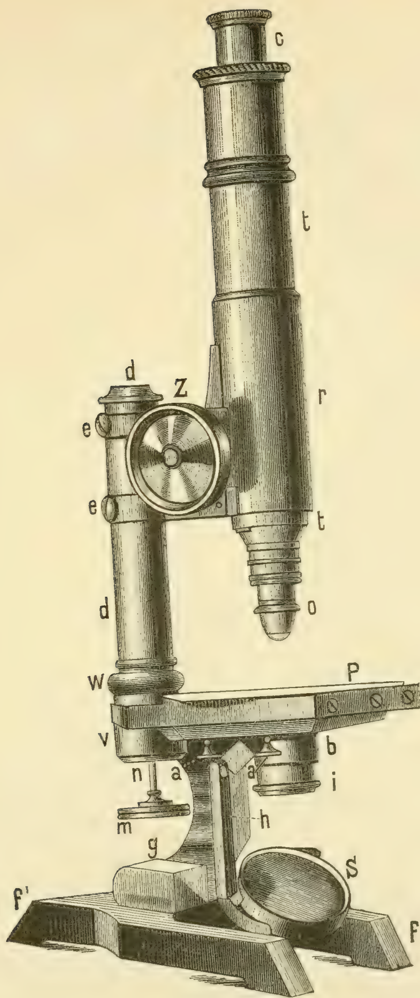


Fig. 1.

so bewegen sich Zapfen, Hülse und Mikroskopröhre entweder etwas nach aufwärts oder entgegengesetzt abwärts. Die erwähnte Spiralfeder wird dementsprechend mehr zusammengedrückt oder sie dehnt sich etwas aus. Der Tubus bewegt sich stets völlig lotrecht. Zum Tragen des Objekts dient der Tisch (p). Derselbe besteht aus einer meist quadratischen, dicken Metallplatte und befindet sich bei normaler Stellung des Mikroskopes in vollkommen horizontaler Lage. Genau senkrecht unter dem Objektiv besitzt der Tisch eine kreisrunde Öffnung. Das zu beobachtende Objekt wird so auf den Tisch gelegt, dass es sich über der Mitte der Öffnung befindet. Um bei einer Schiefstellung des Mikroskopes das Objekt nicht zu verrücken, sind auf der Tischplatte zwei federnde Klammern angebracht.

Der Beleuchtungsapparat hat den Zweck, dem Objekte das nötige Licht zuzuführen.

Hierzu dient der unter dem Tische befindliche und um seine Achse drehbare Beleuchtungsspiegel (s). Die eine Seite desselben ist hohl, die andere eben geschliffen. Damit man diesen Spiegel nach allen Richtungen hin, auch abwärts und aufwärts, bewegen kann, ist an demselben ein Hebelwerk (h) angebracht. Dieser Spiegel wirft die reflektierten Lichtstrahlen auf das Objekt. Es ist nun oft erforderlich, dass diese gespendete Lichtmenge in gewisser Weise modifiziert wird. Hierzu dient die Blendvorrichtung. An der untern Tischfläche befindet sich eine Vorrichtung, der sogenannte Schlitten. Es ist dies ein viereckiges Metallstück, welches durch zwei an demselben befestigte Griffe (a a) ein- und ausgeschoben werden kann. Genau unter der Tischöffnung ist an dem Schlitten eine Metallhülse (b) angebracht, in welche sich der Blendcylinder (i) ein-

schieben lässt. Letzterem können niedrige Metallcylinder aufgesetzt werden, welche dieselbe Grösse der Tischöffnung haben und in der Mitte mit einem kreisförmigen, verschieden grossen Loche versehen sind. —

Die wichtigste Anforderung an ein Mikroskop ist, dass es vollkommen klare und scharfe Bilder gibt, d. h. die Vergrösserung muss in der Peripherie wesentlich dieselbe als in der Mitte sein, das erzeugte Bild muss an allen Stellen deutlich heraustreten und auch die feineren und feinsten Details scharf und deutlich zeigen. Ferner darf die Vergrösserungskraft nicht eine zu geringe sein.

Es gibt verschiedene Vorrichtungen und Methoden, um einen positiven Beweis von der Güte des Instruments zu erhalten. Alle Angaben über Vergrösserung eines Mikroskopes beziehen sich nur auf diejenige in einer Dimension des Raumes, es sind Linearvergrösserungen. In früheren Zeiten waren sehr verschiedene Manipulationen erforderlich, um diese Linearvergrösserung zu bestimmen. Heute hat man es leichter. Bei jedem neueren Instrument ist bereits vom Optiker die Vergrösserung sehr genau bestimmt und auf einer Tabelle verzeichnet. Anders liegt die Sache bei einer Prüfung des Begrenzungs- und Auflösungsvermögens eines Mikroskopes, d. h. ob es scharfe klare, alle feinen Strukturverhältnisse zeigenden Bilder gibt. Hierzu bedient man sich der sogenannten Probe- oder Tastobjekte. Es sind dies auf eine gewisse Weise präparierte, sehr kleine Organismen oder Teilchen von Pflanzen oder Tieren. Man überzeugt sich, wie viel man von ihrer Konstruktion sehen kann und ob man das Bild in einem Zustande erblickt, welcher der Erfahrung gemäss von einem

guten Instrument erzeugt wird. Ferner existieren Abbildungen und Beschreibungen zur Kontrolle dieser Leistungen.

Man prüfe das Instrument an einem Tage, der ein möglichst gleichmässiges, nicht zu dunkles und namentlich nicht durch vorüberziehende Wolken

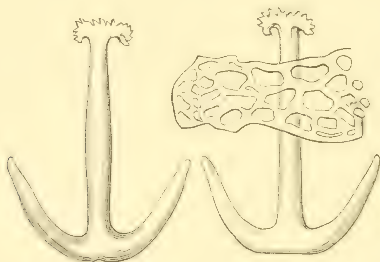


Fig. 2.

wechselndes Licht bietet. Das Mikroskop stelle man dicht vor das geöffnete Fenster, die Beleuchtung sei eine zentrale.

Zur Prüfung des Begrenzungsvermögens, d. h. ob die Vergrösserung scharfe, zarte und farblose Konturen zeigt, eignen sich für schwache und mittlere Objektivsysteme folgende Objekte:

1) für ganz schwache Objektivsysteme (10 bis 50fache Vergrösserung) dienen die Kalkkörperchen von Synapta-Arten (Tiere aus der Abteilung der Seewalzen oder Holothurien.) Die Konturen müssen durch eine schwarze Linie scharf begrenzt sein. (Fig. 2.)

2) Für Vergrösserungen von 350—450 eignen

sich gut die Schüppchen von Schmetterlingsflügeln, und zwar von Lycaena Alexis oder L. Argus.

Auf den elliptischen, gestielten Schüppchen (in Kanadabalsam eingeschlossen) müssen sich die

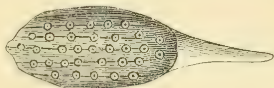


Fig. 3.

Längsstreifen als doppelte Linien zeigen, ferner müssen die Tüpfel auf diesen Streifen kleine deutliche Kreise darstellen. (Fig. 3.)

Um das Auflösungsvermögen zu prüfen, verwendet man folgende Tastobjekte:

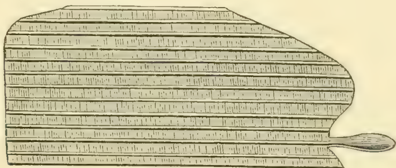


Fig. 4.

1) Die Schuppen von Hipparchia Janira. Dieselben zeigen zwischen den Längsstreifen sehr viele zarte Querstreifen. Je stärker die Vergrösserung ist, in desto feinere Details werden diese Streifen aufgelöst. Eine 500 fache Vergrösserung hievon stellt Fig. 4 dar.

2) Die Kieselpanzer von Pleurosigma angulatum *Sm.* Bei einer Vergrösserung bis 150 lässt sich keine Zeichnung auf den Schalen erkennen; bei 250 facher Vergrösserung treten die ersten Spuren

einer Zeichnung auf; bei 300facher lassen sich Streifensysteme erkennen, welche sich gegenseitig schneiden; bei 450—480facher lösen sich die Striche in aneinander gereihte Sechsecke auf. Bei noch stärkeren Vergrösserungen treten diese Sechsecke immer deutlicher hervor.

Den Mikroskopiertisch stellt man, wenn irgend möglich, an ein Fenster gegen Norden oder Nordwesten. Der Tisch muss fest und sicher stehen. Jede Störung macht sich unangenehm bemerkbar.

Zur Beleuchtung dient am besten das Licht, welches von einem gleichmässigen, weissen Wolkenschleier reflektiert wird. Direktes Sonnenlicht anzuwenden ist verwerflich, ja unmöglich, weil jeder Beobachter in wenigen Augenblicken geblendet ist. Auch das Licht des wolkenlosen Himmels eignet sich nicht zu mikroskopischer Beobachtung. Während man in das Mikroskop sieht, wendet man so lange den Beleuchtungsspiegel hin und her, bis man eine gleichmässig helle Beleuchtung des Gesichtsfeldes hat.

Lampenlicht ist für die mikroskopische Untersuchung höchst untauglich, es verdirbt die Augen und ist daher nur in dringenden Ausnahmefällen anzuwenden. Eine mattgeschliffene Glaskugel über die Flamme gesetzt, hebt die Nachteile etwas auf. Auch kann man zwischen Flamme und Beleuchtungsspiegel einen Schirm von Pausepapier anbringen, wodurch das grelle Licht gedämpft wird.

Bei richtiger Behandlung erhält sich ein Mikroskop jahrelang unverändert. Es ist also nicht genug, dass man ein gutes Instrument erwirbt, man muss es auch in gutem Zustande zu erhalten suchen. Der Erzfeind des Mikroskopes ist der Staub, weil derselbe eine stete Reinigung der Gläser nötig macht,

wodurch diese mit der Zeit leiden. Man bewahre deshalb das Instrument, wenn es nicht benutzt wird, stets in dem beigegebenen Kästchen oder stelle es unter eine hermetisch schliessende Glasglocke.

Die Metallteile sind leicht rein zu halten. Trockenes Abreiben mit Wildleder oder Leinwand wird in den meisten Fällen genügen. Nie wende man hiezu Alkohol oder dergleichen an, da dieser den Goldlack auflöst. Sind die Gläser — Okular und Objektiv — bestaubt oder angelaufen, so reinigt man sie mit alter, ganz weicher, in destilliertem Wasser gewaschener Leinwand; die anhaftenden Leinwandfasern werden mit einem weichen Haarpinsel entfernt. Haucht man die Gläser ein wenig an, so muss der Anflug ganz gleichmässig verschwinden, ist dies nicht der Fall, so befinden sich noch Staubteilchen etc. auf denselben. Die innere Seite des Objektivglases lässt sich schwieriger reinigen, weil dieselbe wegen der Fassung schwer zugänglich ist. Man umwickelt ein Holzstäbchen mit einem Bäuschchen feiner, weicher Leinwand und sucht mit diesem das Glas zu erreichen. Nie darf man die Gläser mit demselben Tuche reinigen, welches zum Abwischen der Objektträger und Deckgläser dient. Vor der Berührung mit Reagentien ist die untere Linse des Objektivs sorgfältig zu schützen. Sollte dieselbe zufällig von diesen benetzt werden, so muss man sie so lange in destilliertem Wasser abspülen, bis jede Spur der Reagentien entfernt ist. Mit Alkohol die Linsen zu reinigen, ist durchaus zu verwerfen. Dieselben sind mit Kanada-Balsam gekittet, der Alkohol kann leicht in die Linsenfassung eindringen, den Balsam auflösen und so das ganze System verderben.

Keine Schraube am Mikroskope darf mit Öl, Glycerin etc. geschmiert werden.

Auch auf die Einstellung des Mikroskops ist grosse Sorgfalt zu verwenden. Damit man beim Hinabschieben des Tubus nicht auf das Deckglas stösst und dasselbe zerbricht, empfiehlt es sich, den Tubus vorsichtig bis dicht auf das Objekt herab, tiefer als erforderlich, zu schieben. Während dieser Zeit sieht man scharf von der Seite über das Objekt weg. Auf diese Weise verhindert man sicher das Zerbrechen der Deckgläser oder gar des Objektivs. Nun bewegt man den Tubus aufwärts bis zur groben Einstellung und stellt dann mit der Mikrometerschraube fein ein.

Das Mikroskop ist ein kostbares Instrument. Beim Ankauf desselben wende man sich nur an einen vorzüglichen, durch die Anfertigung guter Mikroskope bekannten Optiker. Nie lasse man sich vielleicht durch einen etwas niedern Preis beeinflussen, ein mittelmässiges Mikroskop zu erwerben. Dasselbe bereitet später nur Ärger und Verdruss. Im Anfange kann ja der optische Apparat weniger umfangreich sein, später kann derselbe je nach Bedürfnis vervollständigt werden. Vor Ankauf eines durch Zeitungsannoncen angepriesenen Instruments, desgleichen der sogenannten „Salon- und Schul-Mikroskope" ist nicht genug zu warnen. Solche Instrumente sind nur zu Spielereien verwendbar, für wissenschaftliche Zwecke aber völlig unbrauchbar. Um nun auch die Frage: Wo und bei wem soll ich ein Mikroskop kaufen? zu beantworten, führe ich eine Reihe deutscher Werkstätten auf, deren Leistungen auf diesem Gebiete rühmlichst bekannt sind.

L. Bénèche in Berlin (früher Bénèche & Wasserlein).

Emil Boecker in Wetzlar.

Engelbrecht & Hentzold in Wetzlar.

Dr. E. Hartnack in Potsdam.

Otto Himmler (vormals Himmler & Bartling) in Berlin, Simeonstrasse 27.

J. Klönne & G. Müller, Berlin, Prinzenstr. 69.

E. Leitz in Wetzlar.

Sigmund Merz in Firma G. & S. Merz in München.

S. Plossel & Co. in Wien IV, Goldegg-Gasse 6.

Karl Reichert in Wien VIII, Josefstadt, Benno-Gasse 26.

F. W. Schieck, Berlin, Hallesche Str. 14.

Franz Schmidt & Haensch, Berlin, Stallschreiber-Strasse 4.

W. & H. Seibert (E. Gundlachs Nachfolger) in Wetzlar.

Paul Waechter, Berlin, Grüner Weg 16.

R. Wasserlein, Berlin, Bernburgerstrasse 34.

Rudolf Winkel in Göttingen.

Dr. Karl Zeiss in Jena.

Kleine Utensilien des Mikroskopikers.

Die zum Anfertigen mikroskopischer Präparate erforderlichen Instrumente sind folgende:

1. Einige gute Rasiermesser.
2. Skalpelle zum Zurechtschneiden des Pflanzenteiles vor dem Schneiden mit dem Rasiermesser.
3. Präparier-Nadeln und Lanzetten.
4. Zwei verschieden gebaute Pinzetten.
5. Eine kleine Schere.
6. Mehrere Tusch- oder Haarpinsel.

7. Dünne Glas-Stäbe zum Zusetzen der Reagentien.

8. Kleine Porzellanschälchen mit flachem Boden.

9. Einige Uhrgläser von verschiedener Grösse.

10. Eine Spirituslampe nebst Dreifuss.

11. Glasglocken zum Schutz der Präparate oder Kulturen.

12. Reagentien.

Das Pflanzenreich gliedert sich in folgende grosse Abteilungen:

A. Phanerogamen — Samenpflanzen.

I. Angiospermen — Bedecktsamige.

a. Dikotyledonen — Zweikernblättrige;
b. Monokotyledonen — Einkernblättrige.

II. Gymnospermen — Nacktsamige.

B. Kryptogamen — Sporenpflanzen.

I. Cryptogamae vasculares — Gefässkryptogamen.

a. Filices — Farne;
b. Lycopodiaceen — Bärlappgewächse;
c. Equisetaceen — Schachtelhalme;
d. Rhizocarpeen — Wurzelfrüchtler.

II. Cryptogamae cellulares — Zellenkryptogamen.

Bryophyten:

a. Musci frondosi — Laubmoose;
b. Musci hepatici — Lebermoose;
(c. Characeae — Armleuchtergewächse.)

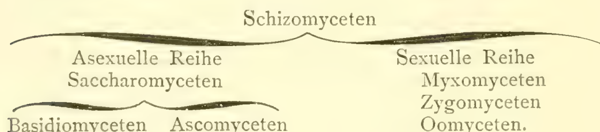
Thallophyten:

a. Algae — Algen:
b. Lichenes — Flechten;
c. Fungi — Pilze.

I. Die Pilze.

Die Pilze sind als die niedrigste Klasse des Pflanzenreichs zu betrachten. Niemals finden wir in ihren Zellen Chlorophyll, das allen andern Pflanzen (mit alleiniger Ausnahme der Flechten) die herrliche grüne Farbe verleiht. Sehr bezeichnend nennt sie daher auch Reichenbach „grünlose Pflanzen“.

Ein auf die Dauer giltiges System der Pilze existiert zur Zeit nicht, da von vielen Arten unsere Kenntnis noch sehr mangelhaft ist. G. Winter hat seiner Bearbeitung der Pilze für L. Rabenhorsts Kryptogamenflora II. Aufl. folgende Übersicht zu Grunde gelegt.



Eine detalliierte Schilderung der einzelnen Gruppen zu geben, würde den Rahmen vorliegender Abhandlung zu weit ausdehnen, auch dem Zweck derselben wenig entsprechen.

I. Das Sammeln der Pilze.

Die Pilze benötigen zu ihrer üppigen Entwickelung der Anwesenheit von in Zersetzung begriffenen Organismen. Wo Moder und Verwesung vorhanden, wo Pflanzen kränkeln, dort erscheint auch stets eine reiche Pilzvegetation. Keine Klasse der Pflanzen ist daher so allgemein, so allüberall verbreitet, als die der Pilze, da jene Vorbedingungen ihrer Existenz eben überall in der Natur vorhanden sind.

Zu jeder Jahreszeit, vornehmlich jedoch zur Zeit der reichlichen Niederschläge im Spätherbst und Winter, bietet die Natur dem Pilzsammler ihre Gaben dar, bei jeder Temperatur, jeder Witterung vermag er, wie kein anderer Sammler naturwissenschaftlicher Objekte, erfolgreiche Exkursionen zu unternehmen. Nur die eisige Kälte des Winters und hoher Schnee können ihm draussen ein Halt zurufen. Doch drinnen im Haus und Hof findet er auch dann noch seine Beute. Sobald die wärmespendende Sonne und laue Südwinde den Schnee geschmolzen haben, beginne der junge Mykologe seine Excursionen. Hauptsächlich wird ihm der Wald jetzt Vertreter der Pilzwelt bieten, da hier die Grundbedingungen der Pilzentwickelung — verwesende Organismen, Feuchtigkeit und Schutz vor eisigen Winden — in reichem Masse vorhanden sind. Hier untersuche er vor allem die alten, faulenden Baumstümpfe. Schon von weitem sind die verschiedenfarbigen Stereum- und Corticium-Arten zu erkennen. Bei genauerer Untersuchung, oft unter Zuhilfenahme der Lupe, wird er noch manche Pyrenomyceten, seltener freilich Discomyceten und Myxomyceten finden. Die am Boden liegenden, abgefallenen dürren Zweige bieten ferner manch seltenen Fund. Namentlich findet man die Pilze auf der dem Boden zugekehrten Seite entwickelt. Dürre, noch stehende Schösslinge und an den Sträuchern und Bäumen festsitzende dürre Äste sind ebenfalls zu untersuchen; die wasserreichen, gallertartigen, strukturlosen, mannigfache Gestalt annehmenden Formen der Tremellineen finden sich auf ihnen. An alten Zäunen, Pfählen und Brettern macht sich der rote Dacryomyces stillatus bemerkbar. Die abgefallenen, faulenden Blätter der Bäume beherbergen wieder andere Arten.

Auch den feuchtliegenden trockenen Stengeln und Halmen von Kräutern und Gräsern müssen wir unsere Aufmerksamkeit schenken. — An sonnigen, mit kleinen Moosen — Barbula, Bryum, Ceratodon — bewachsenen Abhängen, an Eisenbahndämmen, Grabenrändern wird man oft Vertreter der Familie der Pezizeen, besonders Humaria- und Leucoloma-Arten sammeln können. Oft sind dieselben freilich zwischen den Moosrasen so versteckt, dass nur ein günstiger Zufall sie entdecken lässt. Durch ihre meist rote Farbe sind sie gekennzeichnet. Wie auch der Sammler von Insekten sich nicht scheuen darf, tierische Exkremente zu untersuchen, da er sonst viele Arten in seiner Sammlung vermissen würde, so muss auch der Pilzsammler diesen Objekten seine Aufmerksamkeit schenken. Besonders ist der Mist von Hirschen, Rehen, Hasen, Hunden und Füchsen zu untersuchen. Die kleinen, punktförmigen, schwarzen Sordarien und die Scheiben oder Schüsselchen von Ascobolus-Arten finden sich auf ihnen.

Der angehende Pilzsammler mache es sich also zur Pflicht, jedes abgebrochene, am Boden liegende Aestchen, jedes Holzstück, welches auf der Erde liegt, jeden alten Baumsturz, jede Anhäufung von Kräuterstengeln oder Grashalmen, jedes Blatt zu untersuchen, alle anderen im Walde liegenden organischen Gegenstände, wie Mist, faulendes Papier, alte Lappen, Strickenden etc. — letztere Substrate werden von einer ganzen Reihe, oft sehr seltener Pilze erwählt — mitzunehmen, um sie zu Hause im Zimmer untersuchen zu können, da man draussen bei flüchtiger Durchmusterung sehr leicht einen Pilz übersehen kann. Sollten auf diesen Gegenständen sich zufällig keine Pilze vorfinden, so werfe man

dieselben doch nicht einfach beiseite. Man kann durch geeignete Kulturen (s. unten) noch Pilze darauf erzielen. Nicht selten wird der Fall eintreten, dass man unreife Pilze mitgebracht hat. Man suche diese nun zur Reife zu bringen. Dies geschieht, indem man die Objekte an einem der nächsten Tage wieder hinaus in den Wald trägt und sie an geschützter Stelle, mit Laub verdeckt, auslegt. Bequemer ist es natürlich, wenn ein Garten zur Verfügung steht, in dem man dann die Aeste, Blätter etc. in gleicher Weise unter abgefallenes Laub legt.

Im April, Mai, Juni richte man sein Augenmerk auf abgefallenes Laub und vorjährige Grashalme, auf denen man selten vergebens nach Pilzen suchen wird. Namentlich findet man auf diesen Substraten Ascosporeen, Sphaeriaceen, Pleosporeen etc. — Da manche Blätter sehr leicht zerfallen, andere wieder ihrer Zersetzung grösseren Widerstand leisten, so muss man eben zur rechten Zeit die verschiedenen Lokalitäten aufsuchen. Wie der Augenschein lehrt, dauern die Blätter unserer Eichen am längsten, man wird demnach auch auf ihnen noch später im Jahre Vertreter der Pilzwelt finden.

Auf vorjährigen, stehenden oder am Boden liegenden Kräuterstengeln und Grashalmen finden wir jetzt zahlreiche einfache Pyrenomyceten. Bei stehenden Stengeln und Halmen achte man hauptsächlich auf den untern, von Gras, Blättern oder Moos umhüllten Teil derselben und zwar umsomehr, je trockener der Standort ist. Man wird hier jetzt auch selten die zierlichen, gelblichen oder rötlichen Becher kleiner Pezizeen (Helotium) vermissen.

Die dickere Stengel und Äste bewohnenden Diaporthe-, Valsa-, Massaria-Arten etc. gebrauchen meist etwas längere Zeit zu ihrer völligen Entwicke-

lung, ja dieselben reifen oft erst im Spätherbst oder Winter, oder selbst im Frühling des zweiten Jahres. Auch beim Einsammeln dieser Substrate richte man sich stets nach dem betreffenden Standorte. Ist derselbe feucht, so finde tman die Pilze auch noch an sitzenden oder hängenden, umgeknickten Zweigen und Ästen der Bäume und Sträucher. An sehr nass oder gar direkt im Wasser liegenden Zweigen wird man meist vergebens nach Pilzen suchen, da die darauf wachsenden Arten sehr schnell verfaulen. Stehen die auf Pilze zu untersuchenden Bäume oder Sträucher an trockenen Orten, so achte man nur auf die abgefallenen, am Boden liegenden Zweige und Äste, da die noch festsitzenden dürren Äste meist gar keine Pilze beherbergen oder nur die ersten Entwickelungsstadien derselben zeigen, mithin also unbrauchbar für die spätere Untersuchung und fürs Herbarium sind. Bei noch stehenden Schösslingen, Brombeer-Ranken u. s. w. achte man hier stets auf den untern im abgefallenen Laube oder zwischen Moos versteckten Teil derselben. Schöne Discomyceten finden sich hier.

Man kann sich übrigens schon durch eine Untersuchung mit der Lupe überzeugen, ob der gefundene Pilz reif, d. h. Sporen tragend ist. Man durchschneide den Pilzkörper mit dem Messer. Zeigt sich der Innenraum mit einer dicken, schleimigen Masse erfüllt, so nehme man den Pilz mit, da jene Masse von den Schläuchen und Sporen gebildet wird; zeigt das Innere dagegen eine leere Höhlung, so sind die Sporen bereits ausgestreut. Der Pilz ist also zu alt und wertlos.

Vom August bis Dezember ist nun die Zeit des Einsammelns besonders für Äste bewohnende Pilze, ferner für Polyporeen, Thelephoreen, Clavarien,

Gasteromyceten, Myxomyceten und namentlich für Agaricineen, also für Pilze, die im Volksmunde als „Schwämme" allgemein bekannt sind. Warme Regen im Herbste befördern in hohem Masse die Entwickelung der Pilze, und wir sehen deshalb auch zu dieser Jahreszeit die Märkte oft förmlich überschwemmt mit essbaren Pilzen, während diese in der heissen und trockenen Jahreszeit sehr spärlich auftreten. — Im Waldesdunkel ist die Heimat der Agaricus-Arten. In allen Farben, in rot, orange, gelb, grün, braun, weiss, blau, in den verschiedensten Farben-Nüançen bieten sie sich dem Auge des Beschauers dar. Doch auch auf Aeckern, Grasrainen, an Wegen, auf bebautem Boden, in Gärten, auf Dunghaufen, auf Wiesen etc. finden wir viele Agaricineen, welche aber weniger durch grelle Farben ausgezeichnet sind. Die als Tintenpilze bekannten Coprinus-Arten suche man an Wegrändern, in Furchen, auf Ackerland, Dunghaufen, am Grunde modernder Baumstümpfe, in hohlen Weidenstämmen etc. Zur Einsammlung dieser oft ephemeren Pilze empfehlen sich die jüngeren Exemplare, da oft die älteren schon auf dem Heimwege von der Exkursion verderben. Die meist plumpen, gesellig wachsenden, oft eine wunderbare, selbst abenteuerliche Gestalt annehmenden Gasteromyceten suche man in Wäldern, unter Gebüsch in Parkanlagen, in Hecken, Baumgärten, an Wiesenrändern u. s. w. — Phallus impudicus *L.* macht sich schon von weitem durch seinen höchst widerlichen Aasgeruch bemerkbar. Die Erdsterne, Geaster, fallen durch ihre zierliche Gestalt leicht ins Auge. — Die Hymenogastrei sind grösstenteils schwer zu finden, da der Pilzkörper meist unterirdisch seine Entwickelung beschliesst, seltener bis zur Hälfte aus dem Boden hervorragt und auch dann gewöhnlich

noch vom abgefallenen Laube und den Nadeln der Coniferen bedeckt wird. Äusserlich sind dieselben den Trüffeln nicht unähnlich, doch ein Schnitt durch den Pilzkörper genügt zur Orientierung. Die Schnittfläche bei Hymenogastreen zeigt viele kleinere und grössere, verschieden gestaltete, runldiche, längliche oder gewundene und gekrümmte Kammern (Hohlräume), bei den Trüffeln besteht der Innenraum dagegen aus einer festen, marmorierten Masse.

In den regenreichen Tagen des September und Oktober ist auch die günstigste Zeit zum Einsammeln der oft wunderschönen Becherpilze, der Pezizeen. Auf festem, kurz berastem Waldboden — besonders in Eichenwaldungen —, auf feuchtem Sandboden, auf Lehmwegen, an Grabenrändern, auf Schuttplätzen, Komposthaufen ist ihre Heimat. Zwischen Moosen, Barbula-, Bryum-, Ceratodon-, Polytrichum-Rasen, lugen die roten Scheiben oder Schüsselchen hervor; oft überdecken sie förmlich den Moosrasen, so dass sie schon von weitem dem Auge bemerkbar sind. Alte Kohlenstellen, Meilerhaufen seien dem Pilzsammler besonders empfohlen. Sie beherbergen manch interessanten Pilz.

Auf im Walde liegenden grösseren Federn, auf Hörnern oder Klauen von Tieren, auf dem Gewölle der Raubvögel wächst eine Tuberacee, die schöne Onygena corvina, die bei oberflächlicher Betrachtung für einen kleinen Agaricus gehalten werden könnte; ein Blick auf die Unterseite des Hutes genügt indessen, um uns Gewissheit zu verschaffen. Auch Ascobolus-Arten kommen auf Gewöllen vor. Faulendes Papier, alte Lappen zeigen die tiefschwarzen Torula-Rasen, oder sie sind bedeckt mit andern kleinen Pilzen. — Die auf altem Kuh- und Pferde-Dünger wachsenden Pyrenomyceten und Discomy-

ceten sind bei trockenem Wetter schwer zu entdecken; es empfiehlt sich daher, den Dünger anzufeuchten und dann auf die Anwesenheit von Pilzen zu untersuchen. Die darauf wachsenden Ascobolus-Arten, wie auch alle Pezizeen haben nämlich die Eigentümlichkeit, bei Trockenheit bedeutend zusammenzuschrumpfen, bei feuchtem, regnerischem Wetter dagegen wieder ihre frühere Gestalt anzunehmen.

Tote Insekten und deren Larven aus den Ordnungen der Coleopteren, Hymenopteren und Hemipteren werden von einer ganzen Reihe von Pilzen bewohnt. Hierher gehören Vertreter der Gattungen Cordiceps, Entomophtora, Laboulbenia, Tarichium etc. — Die allbekannte, im Herbst auftretende Krankheit der Stubenfliege verursacht Entomophthora Muscae (Cohn). Die vom Pilze infizierten Fliegen sitzen mit ausgestreckten Beinen und dick angeschwollenem, weiss geringeltem Leibe, gleichsam wie angeklebt an Fenstern und Stubengeräten fest, bedeckt und rings umgeben von einem Hofe weissen Staubes, der von den ausgeschleuderten Sporen des Pilzes gebildet wird. Entomophth. sphaerosperma *Fres.* richtet unter den Raupen des Kohlweisslings oft grosse Verheerungen an. Auf toten, in den heissen Tagen des Sommers im Wasser liegenden Tieren siedeln sich Saprolegnien an. Auch der Körper des Menschen wird von Pilzen nicht verschont. Vertreter aus der Familie der Schizomyceten sind es, die hier ihre Wohnstätte haben; so findet sich z. B. in dem weissen, sich an die Zähne setzenden Schleim Leptothrix buccalis *Robin.* Auf Brot und Käse, auf stehenden Speiseresten, Früchten etc. treten sehr häufig Pilze auf, die als „Schimmel“ bezeichnet werden. Auf gekochten Kartoffelscheiben, Stärke-

kleister, Fruchtdekokten entwickeln sich Schimmel-Pilze und Schizomyceten.

An dem feuchten Holzwerk in Kellern und Bergwerken, an den Tapeten in feuchten Zimmern siedeln sich gerne Pilze an. — Die Gruppe der Tuberaceen führt mit wenigen Ausnahmen im lockern Waldboden ein unterirdisches Dasein. In Algen vegetieren parasitische Pilze. Die verschiedenartigsten Flüssigkeiten werden von Schizomyceten bewohnt, im Blute, Urin, Magensafte, in Wunden wuchern dieselben. Allbekannt sind die Hefenpilze, die im Wein, Bier etc. die verschiedenartigsten Zersetzungen hervorrufen.

Es erübrigt uns nun noch, die auf lebenden Pflanzenteilen parasitierenden Pilze in den Kreis unserer Betrachtung zu ziehen.

Wenn wir von den wenigen, auf Flechten parasitisch lebenden Pilzen absehen, die auch im Winter gesammelt werden können, so ist das Leben derselben an die wärmere Jahreszeit gebunden. Wenn es draussen im Freien wieder sprosst und grünt, wenn Wald und Feld und Flur sich mit Phanerogamen schmücken, dann treten auch die heimlichen Feinde derselben, die pilzlichen Schmarotzer auf. Peronosporeen eröffnen im zeitigen Frühjahr den Reigen. Sie erscheinen als ein grauer Überzug auf der Unterseite der Blätter, während die Oberseite meist eine gelbliche Fleckenbildung annimmt. Vereinzelt findet man Peronosporeen auch im Sommer, etwas häufiger wieder im Herbst. Im April und Mai treten nun die Aecidien-Formen der Uredineen auf. Meist auf der Unterseite der Blätter, aber auch an Stengeln und dünnen grünen Zweigen vorkommend, bilden sie hier gewöhnlich rundliche Häufchen von gelblicher Farbe, doch treten sie auch in un-

regelmässiger Anordnung auf der ganzen Blattfläche auf. Es sind kleine, becher- oder schüsselförmige Behälter, die anfangs geschlossen, später aber weit geöffnet sind und einen zierlich eingeschnittenen Rand erkennen lassen. Einzelne Aecidien findet man auch noch im Sommer und Herbst. Treten sie in Menge auf der betreffenden Pflanze auf, so rufen sie eigentümliche Deformierungen derselben hervor. Wem sind nicht schon die Veränderungen aufgefallen, welche durch Aecidium Cyparissiae an Euphorbia Cyparissias veranlasst werden. Der Habitus der Pflanze ist völlig verändert. Ebenfalls im April und Mai erscheinen auf angeschwollenen Stellen der Zweige der Juniperus-Arten die gelblichen oder rotbraunen, gallertartigen zylindrischen, zungen- oder bandförmigen, oft gekrümmten und gebogenen Fruchtkörper der Gymnosporangien-Arten.

Im Mai und Juni tritt nun ferner die Bildung der Uredo-Formen, jene gelblichbraunen oder rostgelben, rundlichen, ovalen, bis länglich-linealischen Sporenhäufchen auf den Blattflächen der Pflanzen auf. In den Sommermonaten erreichen diese den Höhepunkt ihrer Entwickelung.

Vom Juli bis zum Spätherbst folgt dann die weitere Fruchtform der Uredineen, die Teleutosporen, die überwinternden Sporen. Die Teleutosporenlager zeichnen sich meist durch dunklere Färbung vor jenen der Uredo aus. Habituell zeigen sie sonst keinen Unterschied.

In früherer Zeit, als man noch nicht wusste, dass die verschiedenen Aecidien- und Uredo-Formen nur Entwickelungszustände anderer Pilze — Puccinia, Uromyces, Gymnosporangium, Chrysomyxa etc. — darstellen, wurden Aecidium und Uredo als selbstständige Genera betrachtet. Heute existieren diese

als solche nicht mehr, sondern nur ihre Namen als Bezeichnung für verschiedene Stadien der Entwickelung eines und desselben Pilzes sind erhalten, so ist z. B. Aecidium leucospermum DC. die Aecidienform zu Puccinia fusca *(Relh)*. Allerdings gibt es noch eine ganze Anzahl Aecidien- und Uredo-Arten, von denen man die dazu gehörige Teleutosporenform zur Zeit noch nicht kennt. Dieselben behalten vorläufig ihren alten Namen.

Eine Reihe von Uredineen ist dadurch ausgezeichnet, dass sie ihre verschiedenen Entwickelungszustände — Aecidium, Uredo, Teleutosporen — nicht auf derselben Nährpflanze beenden, sondern verschiedener Wirte bedürfen. So gehört das auf Rhamnus Frangula *L.* und R. cathartica *L.* auftretende Aecidium zu Puccinia coronata Corda. Diesen notwendigen Wohnungswechsel, den der Pilz zu seiner vollständigen Entwickelung vornehmen muss, bezeichnet man mit dem Namen „Heteröcie“ im Gegensatz zur „Autöcie“, d. i. Wohnungsbeständigkeit.

In den Sommermonaten treten nun auch ferner die verderblichsten aller pflanzlichen Parasiten auf, die Ustilagineen, Brandpilze. — Dieselben bewohnen teils die Blütenteile und Fruchtknoten und zerstören diese gänzlich, teils rufen sie in dem Gewebe der Blätter längliche, dunkle, von der durchscheinenden Epidermis bedeckte Streifen hervor, teils bilden sie an den Stengeln, Halmen und Blättern grosse, meist rundliche Anschwellungen. Besonders haben von ihnen die Gramineen und darunter vorzugsweise die Getreidearten, ferner Cyperaceen, Liliaceen, Polygoneen und Sileneen zu leiden. Welchen Schaden sie anrichten können, weiss am besten der Landwirt, wird ihm ja nicht selten durch sie die Hälfte, ja zwei Drittel der ganzen Ernte zerstört.

Synchytrien findet man namentlich in den regenreichen Monaten des Frühjahrs und des Herbstes.

Der unter dem Namen „Mehltau“ allgemein bekannte weissgraue Überzug so vieler Pflanzen rührt von Erysipheen her, deren Conidienformen „Oidium“ im Laufe des Sommers erscheinen und bis in den Herbst vegetieren. Die Schlauchsporen der Erysipheen findet man in den kleinen, punktförmigen, schwarzen Perithecien, die sich von dem grauen Oidium deutlich abheben. — Den „Russtau“, der gewöhnlich die Oberfläche der Blätter so vieler Pflanzen befällt, rufen Cladosporium-, Capnodium- und Fumago-Arten hervor. Die niedern Entwickelungsstadien vieler Pilze, jene zahlreichen Formen, welche als Spermogonien, Pycniden, oder auch Conidien bekannt sind, bewohnen lebende Pflanzenteile und rufen hier stets eine Fleckenbildung hervor. Vertreter der alten Gattungen Septoria, Ascochyta, Phyllosticta, Ramularia etc. gehören hierher. In den Monaten August bis Oktober erreichen diese Formen den Höhepunkt ihrer Entwickelung. Rekapitulieren wir vorstehendes, so muss es sich auch der Mykologe zur Pflicht machen, jedes Blatt, das Fleckenbildung, oder weisse, graue oder schwarze Überzüge zeigt, zu untersuchen. Nicht selten zeigt der infizierte Pflanzenteil eine Missbildung, Verkrümmung oder blasige Auftreibung.

Die Fleckenbildung der Blätter kann freilich auch tierischen Ursprungs sein, hervorgerufen durch Insektenstiche, Minierraupen etc. Nicht gar zu oft wird man sich täuschen lassen; einige Übung lehrt bald das Richtige erkennen.

---

2. Das Präparieren der gesammelten Pilze.

Zum Transportieren der frisch gesammelten Pilze bedient man sich einer Mappe und einer Botanisiertrommel oder Reisetasche. Die Mappe besteht aus zwei Pappdeckeln, welche mittels durchgezogener Schnüre zusammengebunden werden. Die Pappdeckel durch einen Leder oder Leinwandrücken zu verbinden, ist nicht gerade notwendig. In die Mappe legt man zunächst als Umschlag einen grösseren Bogen recht starken Packpapiers und in diesen ferner eine beliebige Anzahl einzelner Bogen Papier. Zweckmässig ist es, auch an den beiden schmalen Seiten der Mappe Schnüre anzubringen, durch deren Zusammenbinden das Herausfallen einzelner Pilze verhütet wird. Diese Mappe dient zur Aufnahme der Pilze, die auf Blättern, Stengeln, Halmen und dünneren Ästen vorkommen. In jeden Bogen lege man stets nur eine Art. Hierdurch wird von vornherein ein Durcheinanderkommen der verschiedenen Pilzarten verhütet und so die spätere Untersuchung wesentlich erleichtert. Man häufe die Blätter dicht aufeinander, wodurch sie viel länger frisch bleiben und ein Einlegen auch am nächsten, oder selbst einem noch späteren Tage ermöglichen.

Die Botanisiertrommel oder Reisetasche dient zur Aufnahme der dickeren Äste, der auf dem Boden oder an Baumstümpfen, auf Rinde oder Mist gesammelten Pilze. Es empfiehlt sich, stets einige kleine Schachteln mitzunehmen, um darin Pezizeen, Myxomyceten, welche schon durch leichten Druck beschädigt werden, aufzubewahren. Selbstverständlich wird auch in der Trommel jede Pilzart für sich in einen Bogen Papier eingeschlagen.

Eine Lupe, ein scharfes Messer, eine kleine

Stichsäge, unter Umständen auch Hammer und Meissel bilden die fernere Ausrüstung des Mykologen.

Die pilzbefallenen Blätter und weicheren Pflanzenteile werden wie phanerogamische Pflanzen zwischen Fliesspapier unter Anwendung gelinden Drucks gepresst. Zu scharfer Druck zerstört die Pilzhäufchen. Dickere Stengel, Halme und Äste trocknet man, ohne sie einzulegen, an der Luft. Sind die Stengel und Äste sehr dick, so werden sie der Länge nach gespalten. Dicke Holzstücke von Hirnschnitten zerschneidet man zu dünnen Scheiben und trocknet sie gleichfalls an der Luft. Die schönen Pezizeen bringe man niemals in die Pflanzenpresse; sie werden dadurch nur zerstört. Die kleinen, auf feuchter Erde oder zwischen Moosen wachsenden Humaria-, Leucoloma-Arten etc. hebt man mit einer dünnen Schicht Erde ab, presst sie aber ebenfalls nicht. Da diese Erdstückchen und kleinen Moosrasen leicht auseinanderfallen, so befestige man dieselben durch eine Gelatinelösung auf festem Kartonpapier oder noch besser in flachen Pappschachteln (Apothekerschachteln). Auf dieselbe Weise verfahre man mit den Myxomyceten.

Telephoreen und kleinere, flache Polyporeen trocknet man unter Anwendung gelinden Drucks. Will man grössere Polyporeen im Herbarium selbst aufbewahren, so fertigt man davon etwa ½—1 cm dicke Radialschnitte an. Dieselben zeigen die Form des Hutes und die Poren.

Wie wir gesehen haben, verursacht bei den bisher angeführten Pilzen die Präparation derselben fürs Herbarium keine Schwierigkeiten. Wesentlich anders liegt nun die Sache bei den grösseren, fleischigen Hutpilzen. Alle früheren Versuche, diese Pilze so zu präparieren, dass sie ein brauchbares

Objekt für das Pilzstudium abgeben, fielen fruchtlos aus. Man suchte deshalb nach anderweitigen Hilfsmitteln. Lange Zeit begnügte man sich mit Abbildungen. Wohl sind Abbildungen von nicht zu unterschätzendem Werte, namentlich bei Vergleichung der Formen leisten sie gute Dienste, doch können sie nie das Objekt selbst ersetzen. Die Abbildung kann man nicht studieren, ihr fehlt das Körperliche. Nur in dem Falle werden Abbildungen bleibenden Wert haben, wenn sich die Hand des Künstlers mit dem speziellen Forscher vereinigt. Nur Handzeichnungen nach der Natur können die Farbennüancierungen wiedergeben. Jede Vervielfältigung derselben durch Druck wird aber mehr oder weniger Mängel hervorrufen. Der Preis solcher kolorierter Druckwerke ist aber ein so hoher, dass es verhältnismässig nur wenigen vergönnt ist, sich dieselben anzuschaffen.

Von andern wurden Pilzmodelle aus Wachs oder Papiermaché hergestellt. Es lässt sich nicht bestreiten, dass solche Pilzmodelle, vorausgesetzt, dass sie sorgfältig ausgeführt und gut koloriert sind, zum Bestimmen der Pilze sehr gut gebraucht werden können; die Natur zu ersetzen, vermögen aber auch sie nicht. Hierzu tritt noch zweierlei. Soll solche Sammlung plastischer Pilze gut erhalten bleiben, so ist sie sorgfältig vor Staub zu schützen. Dieselbe muss in gut verschliessbaren Schränken aufbewahrt werden. Solche Schränke sind aber nicht billig und nehmen einen grossen Raum ein. Schon letzteres allein verbietet oft die Anschaffung einer solchen Sammlung. Ferner ist der Preis dieser Pilzmodelle ziemlich bedeutend. So kostet z. B. die Arnoldische Pilzsammlung — die beste ihrer Art — bis jetzt 176 Mark. Dafür erhält man 264 Nummern.

Im Jahre 1827 wurde von Lüdersdorff*) empfohlen, die Hutpilze auf folgende Art zu präparieren. Man lasse die frischen Pilze etwas abtrocknen, lege sie dann in ein Gefäss, das mit gewöhnlichem Hammeltalg gefüllt ist und erhitze diesen bis auf etwa 55° C., so dass die Pilze vollständig von dem flüssigen Talg durchdrungen werden. Damit der Talg besser eindringen kann, werden die dicken Pilze mit einer Nadel durchstochen. Hat man Pilze mit langen, dünnen Stielen, so zieht man durch diese einen Draht, ihnen dadurch die erforderliche Haltbarkeit gebend. Solche präparierte Pilze sollen (nach Lüdersdorff) genau ihre Gestalt und Farbe behalten. Von verschiedenen Forschern angestellte Versuche haben aber ergeben, dass diese Behauptung sich keineswegs bewahrheitet. Die grossen, dicken Hutpilze, besonders Boletus-Arten, werden überhaupt nur dann von dem Talg vollständig durchdrungen, wenn man den Hut und auch den Stiel durch Nadelstiche fast siebartig durchlöchert. Dadurch aber werden die Exemplare völlig verunstaltet und sind wertlos. Auch die Farbe des Pilzes verändert sich sehr schnell. Bei Anwendung ganz frischen Hammeltalges hielt sich die Farbe einige Zeit, je älter der Talg war, desto schneller vollzog sich der Farbenwechsel.

Da auch diese Methode sich nicht bewährte, griff man zu dem einfachsten Mittel, die Pilze zu trocknen, zurück.

W. Lasch in Driesen machte im Jahre 1830 auf

---

*) Das Auftrocknen der Pflanzen fürs Herbarium und die Aufbewahrung der Pilze nach einer Methode, wodurch jenen ihre Farbe, diesen ausserdem auch ihre Gestalt erhalten wird. Bearbeitet von F. Lüdersdorff. Berlin, 1827. Haude und Spenersche Buchhandlung. 8. m. Kpfrt. Preis 2 M.

eine neue Art der Präparation aufmerksam. Ihm, dem ausgezeichneten Mykologen, war ja bekannt, dass grössere Hutpilze sich nicht zwischen Fliesspapier trocknen lassen, dass freiliegende aber beim Trocknen sich zu sehr verkrümmen und zusammenschrumpfen, deshalb sagte er sich, muss man sich begnügen, gewisse instruktive Teile von ihnen zu erhalten. Er empfahl nun, Längendurchschnitte von Hut und Stengel anzufertigen und diese zusammen mit dem von den fleischigen Teilen möglichst befreiten Hut nach Art der Phanerogamen zwischen Fliesspapier zu trocknen und die trockenen Stücke auf Papier mit schmalen Streifen gummierten Papiers zu befestigen. Letzteres wurde von B. Auerswald 1860 dahin modifiziert, dass er die Pilzschnitte ganz mit Gummi arabicum auf Papier aufklebte.

So viel Mühe man sich nun auch gab, so oft man auch das Trockenpapier wechselte, die Resultate befriedigten nicht. Die Farben veränderten sich gar bald und Insekten zerstörten die Präparate in der Sammlung. Daher vermochte sich auch diese Methode keinen Eingang zu verschaffen. Die Hutpilze blieben nach wie vor das Aschenbrödel. Man sehe nur ältere Sammlungen nach. Die so artenreiche Familie ist am wenigsten vertreten. Und trifft man auf Hutpilze, so sind dieselben entweder dunkelbraun oder völlig schwarz. Jede Spur der ursprünglichen Farbe ist verloren.

Endlich, im Jahr 1880, wurde nun von G. Herpell in St. Goar eine Methode veröffentlicht, welche alle diese Übelstände mit einem Schlage beseitigt. In seinem Büchlein (G. Herpell, Das Präparieren und Einlegen der Hutpilze für das Herbarium. Bonn, 1880. 8. m. 2 Kpfrt. Preis 3 Mark) bespricht Verfasser in ausführlichster, minutiösester Weise

seine Art und Weise der Präparation. Es ist daher jedem sich für die Sache Interessierenden ein Durchlesen des Büchleins zu empfehlen. — Meine Aufgabe kann nicht sein, alle Einzelheiten dieser Methode hier anzuführen, das würde fast einem Abschreiben des ganzen Büchleins gleichkommen. Doch kann ich nicht umhin, die Bemerkung zu machen, dass die Anwendung der Herpellschen Methode eine grössere Kenntnis der Hutpilze voraussetzt.

Herpell wendet statt des Gummischleims tierischen Leim, die Gelatine an, da diese sich gegen Pflanzenfarben nahezu indifferent verhält. Er verfertigt zunächst sogenanntes „Gelatinepapier", das man durch dickes Bestreichen von starkem Schreibpapier mit einer Lösung von 1 Teil Gelatine in 5 Teilen Wasser erhält. Zum Gebrauche macht man es auf der nicht bestrichenen Seite nass und legt es mit dieser Seite auf eine flache, angefeuchtete Schüssel. Nun beginnt man mit der Anfertigung der Präparate. Man teilt mit einem recht scharfen Messer den ganzen Pilz, also Hut samt Stiel, in zwei gleiche Hälften. Von jeder dieser Hälften schneidet man nun von oben nach unten etwa 2 mm dicke Blätter ab, die somit einen Längsdurchschnitt des ganzen Pilzes darstellen. Diese Blätter legt man auf das Gelatinepapier. Von einem zweiten, ebenfalls halbierten Exemplar schneidet man dicht unter dem Hute die Stielhälften ab und versucht nun von den Hutstücken sowohl wie von den Stielstücken das Fleisch bis auf eine ganz dünne Schicht wegzuschneiden. Hierzu eignet sich am besten ein Messer mit abgerundeter Spitze. Auch diese Stücke werden auf das Gelatinepapier gelegt. Das Letztere nimmt man nun von der Schüssel, lässt es etwas abtrocknen und bringt es dann zur völ-

ligen Austrocknung in die Pflanzenpresse. Die auf dem Gelatinepapier aufgetrockneten Präparate werden nun mit der Schere ausgeschnitten und mit Gummi arabicum auf weisses, starkes Papier geklebt. Es ist jedoch unbedingt notwendig, diese Präparate zuvor zu vergiften. Dies geschieht am besten mit einer 10prozentigen Auflösung von Quecksilberchlorid in Spiritus, mit der man die trockenen Präparate bepinselt. Um sie vor Staub und Schimmel zu schützen, empfiehlt sich ein schwacher Überzug von Collodium.

Das Aufkleben der getrockneten Stücke geschieht folgendermassen. Zuerst wird der Stiel aufgeklebt, dann setzt man an das obere Ende desselben eine Huthälfte, so dass man hierdurch eine Seitenansicht des Pilzes erhält. Die Längenausschnitte werden daneben geklebt.

Für die wissenschaftliche Bestimmung ist es unbedingt notwendig, die reifen Sporen zu besitzen, um sie mit dem Mikroskope untersuchen zu können. Dieselben sind sehr leicht zu erhalten. Man schneidet von einem Pilz den Stiel ab und legt den Hut auf ein Blatt Papier. Die Sporen streuen von selbst aus. Sie geben ein naturgetreues Bild der Hutunterfläche; jede Lamelle, jede Pore spiegelt sich wieder. Bei Herstellung dieser Sporenpräparate ist noch ein Punkt zu berücksichtigen: die Farbe der Sporen. Man darf für die verschiedenen Pilze nicht ein und dasselbe Papier zum Auffangen der Sporen verwenden, so würden z. B. weisse Sporen auf weissem Papier sich kaum erkennen lassen. Man nimmt daher verschieden gefärbtes Papier. Ungefähr lässt sich schon von der Farbe der Lamellen, besonders der älteren Exemplare, ein Schluss auf die Farbe der Sporen ziehen. Um nun das so ge-

wonnene Sporenbild dauernd zu erhalten, bestreicht man die Unterseite des Papiers mit einer Klebeflüssigkeit. Man verwendet hierzu entweder eine spirituöse Harzlösung, oder Gummischleim oder Gelatinelösung. Herpell schildert nun in sehr ausführlicher Weise, welches von den genannten Klebemitteln und in welcher Zusammensetzung man es für die einzelnen Pilzgattungen und Ordnungen gebrauchen kann. Dem Anfänger, der nur wenige Agaricineen kennt, dürfte es schwer werden, aus allen den angeführten Modifikationen das Richtige zu treffen. Nach meinen bisherigen Erfahrungen genügt eine Auflösung von Schellack in Spiritus.

Diese Herpellsche Methode liefert sehr instruktive Präparate. Doch erfordert ihre Herstellung einen bedeutenden Zeitaufwand. Will jemand Pilzpräparate in grösserer Zahl anfertigen, so möchte ich folgendes empfehlen. Die frischen Stengel- und Hutschnitte bestreicht man auf der Innenfläche mit einer recht dicken Gummi arabicum- oder Gelatinelösung und legt sie sogleich auf weisses Kartonpapier. Die Flüssigkeit dringt in die Substanz der Schnitte ein und verdrängt die Feuchtigkeit. Diese Präparate lässt man etwas an der Luft abtrocknen und bringt sie dann in die Pflanzenpresse. Nach einigen Tagen sind sie vollständig trocken. Die Farbe ist bei allen von mir auf diese Weise angefertigten Präparaten gut erhalten. Man erspart sich die Mühe des Anfertigens des Gelatinepapiers, des Ausschneidens der trockenen Pilzstücke und des nochmaligen Aufklebens derselben.

Kleine Agaricineen, z. B. Marasmius-, Collybia-Arten u. a. trocknet man am besten ganz, ohne sie zu zerschneiden. Aus mir zugegangenen, brieflichen Mitteilungen entnehme ich über diesen Punkt

folgendes. Um ganze Pilze zu trocknen, bediene man sich des Trockenofens, als solcher ist z. B. der Bratofen in der Küche gut zu verwenden. Auf eine dicke Schicht Fliesspapier lege man die zu trocknenden Pilze und erhitze nun den Ofen so, dass die Pilze „knochentrocken“ werden. Da die Hitze die Feuchtigkeit schnell absorbiert, so haben diese trockenen Pilze meist gut ihre natürliche Farbe behalten. In diesem Zustande sind sie aber sehr zerbrechlich und können daher nicht in der Mappe untergebracht werden. Man legt deshalb nun die Pilze auf angefeuchtetes Papier oder in den Keller. Dieselben saugen schnell so viel Feuchtigkeit auf, dass sie geschmeidig werden. Man drückt die Exemplare nun mit den Fingern etwas zusammen, und trocknet sie völlig in der Pflanzenpresse. Vorteilhafter dürfte es sein, diese Pilze an Orte zu legen, welche stark der Zugluft ausgesetzt sind und sie noch vor der völligen Austrocknung zu pressen.

Die gesammelten ganzen Pilze in einer Konservierungs-Flüssigkeit aufzubewahren, zeigt dieselben Übelstände, wie jene Sammlung plastischer Pilze, ja noch in höherem Masse. Der Preis der Flüssigkeit und der nötigen Gläser würde ein ganz enormer sein. Eine solche Konservierungs-Flüssigkeit, welche Fäulnis und Schimmelbildung verhindert, zugleich aber Farbe und Gestalt unverändert erhält, ist auch zur Zeit nicht bekannt. Weder Salzwasser, noch verdünnter Alkohol besitzen diese Eigenschaften. Ersteres vermag die Fäulniserscheinungen nur kurze Zeit hinzuhalten, letztere Flüssigkeit extrahiert die meisten Farbstoffe. Dasselbe tritt bei einer Mischung aus gleichen Teilen Glycerin und Wasser ein.

Die Wickersheimersche Konservierungs-Flüssigkeit ist überhaupt für pflanzliche Organismen nicht

anzuwenden. Sie extrahiert die Farben infolge ihres hohen Gehaltes an Methylalkohol (Holzgeist), ferner erfolgt schon nach kurzer Zeit eine so tiefgreifende Zersetzung des Zellgewebes, dass z. B. Pilze schliesslich eine weiche, schlüpfrige, fast gallertartige Masse darstellen und für eine Untersuchung absolut unbrauchbar sind.

Will man lebende Pilze behufs Bestimmung an einen Mykologen senden, so empfiehlt sich hierfür eine übersättigte wässerige Salicylsäure-Lösung, der man ein wenig Spiritus beifügt. In dieser Flüssigkeit erhalten sich die Pilze geraume Zeit unverändert.

Die getrockneten Pilze werden nun dem Herbar einverleibt. Jede Form kommt in eine Papierkapsel, auf der man die Etikette befestigt. Die Pappschachteln klebt man auf Kartonpapier. Sehr grosse Polyporeen können auch einzeln für sich in einem Schranke aufbewahrt werden, doch muss dann im Herbar auf dieselben hingewiesen werden. Das Gleiche gilt von den Schizomyceten, Saccharomyceten, Saprolegnien, die man am besten in der Präparatensammlung (s. unten) unterbringt.

Da es nun nicht möglich ist, alle Pilze selbst zu sammeln, so suche man sein Herbar durch Tausch zu vergrössern. Man wende sich an andere Mykologen, schliesse sich einem Tauschverein an, oder suche einige der Exsiccaten-Sammlungen zu erwerben, sei es durch Kauf oder durch Beiträge.

---

3. Das Bestimmen der Pilze.

Wohl keine andere Abteilung der Pflanzenwelt bietet beim Bestimmen solche Schwierigkeiten dar,

als die der Pilze. Es liegt dies teils an der Unmasse der vorkommenden Arten, teils an der immerhin noch sehr lückenhaften Kenntnis vieler derselben. Selbst der erfahrene Mykologe steht oft vor einem Rätsel. Doch soll dies Geständnis den Anfänger nicht abschrecken. Nur frisch ans Werk, Uebung macht den Meister.

Als zu den verhältnismässig leichter zu bestimmenden gehören die Uredineen und Ustilagineen und ferner anschliessend an diese die Peronosporeen, Erysipheen und Sphaeropsideen, jene oben angeführten niederen Entwickelungsstufen — Spermogonien, Pycniden und Conidien — von Pyrenomyceten. In weiterer Steigerung folgen dann Pyrenomyceten, Discomyceten und vor allem die eigentliche Hutpilze, die Agaricineen.

Beim Bestimmen leistet nun das Herbarium die besten Dienste, da man immer die vorhandenen Arten zum Vergleiche mit den neu gefundenen anwenden muss und wird. Die besten Beschreibungen vermögen das zur Vergleichung dienende, richtig bestimmte Exemplar nicht zu ersetzen.

Folgende Punkte mache sich der angehende Mykologe zu feststehendem Gesetz:

1) alles Beobachtete sofort zu notieren, z. B. bei Agaricineen: Farbe des Hutes, des Stieles und des Fleisches, Farbenwechsel des Fleisches am frischen Schnitte, Konsistenz des Fleisches, ob spröde, zäh, schwammig, Geruch, Ausscheidung von Säften an Bruchstellen etc.
2) stets die Sporen zu zeichnen und
3) mikroskopische Präparate anzufertigen.

Nur die wenigsten Pilze lassen sich mittels der Lupe bestimmen. Zu diesen gehören Gasteromyceten und Hymenomyceten; aber selbst auch hier wird man

das Mikroskop oft noch zu Rate ziehen müssen. Der Bau der Sporen ist auch hier massgebend. —

Alle übrigen Pilze lassen sich nur mikroskopisch sicher bestimmen.

Die Behandlung der einzelnen Gruppen ist sehr verschieden; im grossen und ganzen folge ich dem oben zitierten Winterschen Werk.

Die geringe Grösse, ferner die Formenmannigfaltigkeit einer Species verursacht bei Untersuchung der Schizomyceten bedeutende Schwierigkeiten. Sie erfordern ein Immersionssystem mit mindestens tausendfacher Linearvergrösserung. Die Präparation ist sehr einfach. Man bringt ein Tröpfchen der sie enthaltenden Flüssigkeit, oder ein kleines Teilchen des von diesen Pilzen bewohnten Substrates auf den Objektträger und sucht nun die Art zu bestimmen. Oefter macht sich der Zusatz eines Färbemittels, Jodlösung, notwendig.

Die Untersuchung der Saccharomyceten erfolgt auf ähnliche Weise.

Bei Myxomyceten empfiehlt es sich, das Präparat in einem Uhrglase vorzubereiten. Man nehme ein einzelnes Sporangium oder eine kleine Quantität eines Aethaliums; sollten Formen mit Capillitium vorliegen, so ist dieses durch Ausschwämmen von den anhaftenden Sporen zu befreien. Das Präparat bringt man dann auf den Objektträger unter Zusatz absoluten Alkohols, um zunächst die Luft zu verdrängen. Nachträglich muss man, wie bei allen Präparaten, noch Wasser hinzufügen. Man bringt einen Tropfen an den Rand des liegenbleibenden Deckglases, worauf sich das Wasser allmählich unter das Deckglas zieht und den Alkohol verdrängt.

Die Zygomyceten bilden oft verworrene, dicht verfilzte Hyphengeflechte, welche die Sexualorgane

tragen. Man legt ein solches Hyphengeflecht in ein Uhrgläschen mit Alkohol, stellt dasselbe auf einen schwarzen Gegenstand und sucht nun mittels zweier stumpfer Präpariernadeln einen Fruchtträger, eine Zygospore zu isolieren und auf den Objektträger zu übertragen. Doch darf man das Deckglas nicht andrücken, sondern muss vielmehr zwischen Objektträger und Deckglas einen schmalen Streifen Papier oder eine Borste legen, da sonst die Zygospore zerstört wird.

Die Synchytrien leben auf Blättern und Stengeln. Sie erfordern Schnitte, welche man von dem Substrat anfertigt und auf dem Objektträger in einem Tropfen Wasser untersucht. — Zum Schneiden bedient man sich breiter Rasiermesser; je schärfer das Messer ist, desto besser gelingt das Präparat; bei stumpfem Messer werden die Zellen zerrissen und gezerrt, auch darf das Messer keine Scharten aufweisen, weil sonst an der Schnittfläche Streifen entstehen, welche störend einwirken. Grössere Gegenstände schneidet man aus freier Hand, indem man sie mit der einen Hand hält und mit der andern das Messer darüber hinwegführt. Dünne, sehr biegsame Gegenstände, wie z. B. Blätter, kann man jedoch nicht mit der blossen Hand halten und verfährt deshalb folgendermassen. Man schneidet ein Stückchen des den Pilz tragenden Blattes ab, steckt es zwischen die Hälften eines Stückes Hollundermark, (das letztere hat man vorher mit einem scharfen Messer der Länge nach halbiert) und schneidet nun mit dem Rasiermesser senkrecht auf die Halbierungsfläche des Hollundermarkes von diesem und dem dazwischen steckenden Blattstücke dünne Scheibchen ab. Die fertigen Schnitte nimmt man mit einem feinen Pinsel auf und überträgt sie

auf den Objektträger. Nach einiger Uebung gelingen solche Schnitte sehr leicht.

Bei Synchytrien dürfen die Schnitte nicht zu zart sein, weil sonst die die Dauersporen enthaltende Galle zerstört wird.

Die Untersuchung der Oosporen der Peronosporeen erfolgt wie bei Synchytrium. Die Conidienform bildet die bekannten weissen oder grauen schimmelartigen Ueberzüge auf den Blättern. Mit einem kleinen Messer oder der Staarnadel bringt man eine Partie des Pilzes auf den Objektträger und fügt nun Alkohol hinzu.

Die Saprolegnien werden wie die Zygomyceten präpariert.

Die Ustilagineen lassen sich sehr leicht untersuchen. Ein wenig Sporenpulver auf den Objektträger in Alkohol gebracht, genügt, um Farbe, Bau und Grösse der Sporen zu erkennen. Die habituell gleichen Genera Ustilago und Tilletia unterscheiden sich wesentlich durch die Keimungsweise ihrer Sporen, daher ist es nötig, auch jüngere Entwickelungsstadien zu untersuchen, die man in den jüngsten Teilen der vom Pilze befallenen Nährpflanze findet.

Um Uredineen zu bestimmen genügt es nicht, wenn man eine Partie des Sporenpulvers aus dem Sporenhäufchen herausnimmt, da sich hierbei der Beobachter über manche Punkte nicht Sicherheit verschaffen kann, so z. B. über die Bildungsweise der Sporen, die Länge ihrer Stiele, die Anwesenheit von Paraphysen etc. Es sind vielmehr Schnitte — ähnlich wie bei Synchytrium — anzufertigen. Doch erfordern dieselben schon grössere Uebung, da die Schnitte sehr fein sein müssen.

Die Sporen der Tremellineen, Gasteromyceten und Hymenomyceten lassen sich mikro-

skopisch sehr leicht untersuchen. (Kolorierte Zeichnungen des ganzen Pilzes leisten beim Bestimmen dieser Pilze sehr gute Dienste.) —

Discomyceten werden in der Weise präpariert, dass man mit scharfem Messer oder scharfer Staarnadel dünne Radial-Segmente aus der Cupula ausschneidet, die so ein Stück des Randes und die Aussenseite erkennen lassen. Durch leichten Druck zerteilt man dieselben auf dem Objektträger, um Asci, Sporen, Paraphysen zu prüfen.

Wir gelangen nun zu der Gruppe, welche die grössten Schwierigkeiten bei der Untersuchung bietet, zu den Pyrenomyceten. — Ueber folgende Punkte muss man sich zunächst Klarheit zu verschaffen suchen.

1) Sind die Perithecien oberflächlich oder eingesenkt?

2) Ist ein Stroma vorhanden, oder sitzen die Perithecien nur in der Substanz des Substrates?

Die Perithecien stellen kugelige, birn- oder flaschenförmige, linsenförmige, halbkugelige oder gewölbt-schildförmige, ringsum geschlossene Behälter dar. Die auf Halmen, Stengeln und Blättern wachsenden Arten besitzen meist kein Stroma, jedoch findet man dasselbe bei denjenigen, welche Stämme, Zweige, Aeste, Mist und tote Insekten bewohnen. Einige Pyrenomyceten tragen die Perithecien auf der Oberfläche des Stromas, anderen wiederum fehlen die Perithecien ganz und die Schläuche sitzen büschelweise in nestförmigen Höhlungen des Stromas, z. B. bei den Dothideaceen. — Ferner ist die Substanz der Perithecien zu berücksichtigen, ob fleischig, häutig, lederartig oder spröde-kohlenartig? — Die meisten Perithecien sind schwarz gefärbt, andre — Hypocreaceen — lebhaft, rot, gelb, blau etc. —

Eine andre Frage ist die, ob eine Mündung vorhanden ist, d. h., ob der Scheitel des Peritheciums von einem Kanale durchbohrt ist. Schliesslich ist noch zu berücksichtigen die Form und Grösse der Schläuche und Sporen, die Zahl der letzteren im Schlauche, die Anwesenheit von Paraphysen etc. —

Kleinere Perithecien zerdrückt man auf dem Objektträger, bei grösseren öffnet man durch einen Horizontalschnitt das Perithecium und hebt den Inhalt heraus. —

Die Conidienformen der Ascomyceten präpariert man wie diejenigen der Peronosporeen. Bei Spermogonien und Pycniden wendet man zarte Vertikalschnitte an.

Das Messen der Objekte.

Nicht nur die Pilze, sondern auch die grössere Mehrzahl der übrigen Cryptogamen lassen sich nur mittels der mikroskopischen Untersuchung sicher bestimmen. Die Grösse der Schläuche und Sporen, der vegetativen Zellen etc. gibt wichtige spezifische Merkmale. Es ist daher für jeden Kryptogamenforscher unerlässlich, die wahre Grösse des unter dem Mikroskope befindlichen Objektes zu bestimmen. Die diesem Zwecke dienenden Apparate (Mikrometer messen entweder das Objekt selbst oder das vergrösserte Bild desselben. Darnach unterscheidet man Objektivmikrometer und Okularmikrometer. Von beiden gibt es je zwei Arten, Schraubenmikrometer und Glasmikrometer.

Die Schraubenmikrometer sind teure und leicht zu verderbende Instrumente, daher wird der Anfänger gänzlich von diesen Abstand nehmen. Die meiste Anwendung findet, wenigstens in Deutschland, das Okularglasmikrometer. Dasselbe besteht

aus einer kleinen Glasplatte, in welche ein feiner Massstab, gewöhnlich 1 mm in 100 gleiche Teile, mit dem Diamanten eingraviert ist. Bei den neueren Instrumenten lässt sich das Mikrometer seitlich von aussen in einen entsprechenden Schlitz des Okulars einschieben. — Wer sich ausführlicher über diesen Gegenstand, das Wie? und Warum? unterrichten will, den verweise ich auf die oben genannten Werke. —

Sieht man ins Okular, nachdem man das Mikrometer mit der Diamantteilung nach unten eingesetzt hat, so erblickt man gleichzeitig den Gegenstand und die Mikrometereinteilung. Durch einige Manipulationen — Verschieben des Objektträgers, Drehen des Okulars — sucht man das Objekt mit der Skala in Deckung zu bringen und zählt dann ab, wie viel Teilstriche auf das Objekt entfallen.

Die Anzahl der Teilstriche gibt aber die Grösse des reellen Bildes, nicht die des Gegenstandes selbst an. Man muss sich daher über den Wert eines solchen Teilstriches klar werden. Gewöhnlich ist derselbe schon von dem Verfertiger des Mikroskopes für jedes gelieferte System genau bestimmt.

Gegenwärtig gilt als Einheit für mikroskopische Messungen der tausendste Teil eines Millimeters, als Dezimalbruch ausgedrückt 0,001 mm. Diese Einheit wird als Mikromillimeter bezeichnet. Das Zeichen dafür ist μ. —

In älteren systematischen Werken sind die Grössenangaben in Bruchteilen von Linien angegeben. Man ist also stets gezwungen, diese auf Millimeter zu reduzieren.

Folgende Tabellen dienen zur Vergleichung der gebräuchlichen Masseinheiten.

1 Millimeter	= 0,4433	Paris. Linie,	0,4724	Engl. Linie,	0,4587	Rhein. Linie,	0,4555	Wiener Linie
1 Paris. Linie	= 2,2558	Millimeter,	1,0659	„ ,	1,0347	„ ,	1,0275	„
1 Engl. „	= 2,1166	„ ,	0,9384	Paris. Linie,	0,9710	„ ,	0,9642	„
1 Rhein. „	= 2,1802	„ ,	0,9964	„ ,	1,0299	Engl. Linie,	0,9930	„
1 Wiener „	= 2,1952	„ ,	0,9732	„ ,	1,0371	„ ,	1,0070	Rhein. Linie

Mikromillimeter	Pariser Linie	Englische Linie	Rheinische Linie	Wiener Linie
1 μ (0,001 mm)	0,000443	0,000472	0,000459	0,000455
2 μ (0,002 mm)	0,000887	0,000945	0,000917	0,000911
5 μ (0,005 mm)	0,002216	0,002362	0,002293	0,002277
10 μ (0,01 mm)	0,004433	0,004724	0,004587	0,004555
20 μ (0,02 mm)	0,008866	0,009448	0,009174	0,009110
50 μ (0,05 mm)	0,022165	0,023620	0,022035	0,022775
100 μ (0,1 mm)	0,044320	0,047240	0,045870	0,045550

Das Zeichnen der Objekte.

Das beste Mittel, ein mikroskopisches Objekt in seinen Teilen genau kennen zu lernen, ist das Zeichnen desselben. Einem geübten Zeichner wird es nicht schwer fallen, das einfachere mikroskopische Bild ohne Hilfsmittel aus freier Hand nachzuzeichnen. Das schwierigste hierbei ist, die Grössenverhältnisse genau festzuhalten. Es gibt nun Vorrichtungen, welche es gestatten, das Bild durch Reflexion auf ein neben dem Mikroskop liegendes Stück Papier zu werfen, so dass man die Umrisse mit dem Bleistift bloss mechanisch nachzuziehen braucht.

Die für diesen Zweck konstruierten Apparate sind: A. Wollastons Camera lucida, B. Noberts Zeichenprisma, der Sömmeringsche Spiegel, der Doppelspiegel, Oberhäusers Zeichenprisma und Holles Zeichenapparat.

Es ist hier nicht der Ort, auf diese Apparate näher einzugehen. Man findet dieselben a. a. O. ausführlich beschrieben.

Am häufigsten ist die Camera lucida im Gebrauch. — Einige Winke mögen hier noch Platz finden. Man sehe durch die zum Durchsehen bestimmte Oeffnung stets senkrecht nach unten. Das Blatt Papier, auf dem die Zeichnung entworfen werden soll, darf sich nicht verschieben und muss in der Höhe des Objekttisches liegen. Ferner müssen das mikroskopische Bild, die Papierfläche und der Bleistift gleichmässig beleuchtet sein. Wenige Versuche lehren hier schon das Richtige erkennen. Die Konturen zeichnet man mit einem nicht zu harten Bleistift in ganz leichten Linien, die man später sorgfältiger in stärkeren Linien nachzeichnet und ver-

bessert. Zum Vergleichen der Arten genügen solche Skizzen vollständig.

4. Das Anfertigen mikroskopischer Dauerpräparate.

Bereits des öfteren ist erwähnt worden, dass jedes unter dem Mikroskop zu betrachtende Präparat in einer Flüssigkeit auf einer Glasplatte — dem Objektträger — liegen müsse und gewöhnlich von einem sehr dünnen Glasblättchen — dem Deckglase bedeckt sei.

Zum Objektträger dient eine Platte aus reinem Spiegel- oder Solinglas; unter Umständen kann man auch gewöhnliches Fensterglas dazu verwenden. Das Glas muss rein sein, also keine Blasen, Risse und Streifen enthalten. Die passendste Dicke desselben ist 1—1,5 mm. Dünnere Gläser sind zu leicht zerbrechlich. Es empfiehlt sich, die Kanten der Gläser abschleifen zu lassen. Verwerflich sind lange, schmale Objektträger, die beiderseits weit über den Objekttisch vorstehen. Man stösst sehr leicht an den vorstehenden Teil, dadurch kippen die Gläser über. Die Deckgläschen zerbrechen hierbei fast stets, und selbst das Objektiv kann beschädigt werden. Am meisten bei uns gebräuchlich ist das sogenannte deutsche Format, auch Giessener Vereinsformat genannt. Länge 48 mm, Breite 28 mm. — Das englische Format beträgt 76 X 26, das Wiener 65 X 25 oder 70 X 27. — Welches Format man selbst anwenden will, ist rein Geschmacksache.

Vor jedem Gebrauch muss der Objektträger sorgfältig gereinigt werden. Man wäscht ihn in destilliertem Wasser und Alkohol und trocknet ihn mit Leinwand ab.

Die Deckgläschen müssen aus sehr dünnem und reinem Glase bestehen. Da die Dicke derselben bekanntlich nicht ohne Einfluss auf das mikroskopische Bild ist, so muss man für die verschiedenen Vergrösserungen auch Gläser von verschiedener Dicke verwenden. Für schwache und mittlere Vergrösserungen dienen Deckgläser von 0,2—0,4 mm Dicke, für stärkere und stärkste Vergrösserungen kann man jedoch nur Gläser von 0,15—0,10 Dicke, oder selbst noch weniger, gebrauchen. Die Zerbrechlichkeit dieser Gläschen wächst natürlich ebenso, wie die Dicke abnimmt. Im Gebrauche sind runde, quadratische und rechteckige Deckgläser in den verschiedensten Grössen. Die quadratischen Gläser von 18 mm Seitenlänge sind am passendsten.

Muss man bei der Untersuchung Säuren anwenden, so bedecke man das Objekt mit einem recht grossen Deckglase, damit die Dämpfe nicht mit dem Objektiv in Berührung kommen. Die Linsen werden sonst leicht zerstört.

Für den Bezug von Objektträgern wie Deckgläsern ist die Dampfschleiferei von Wilhelm P. Steuder in Leipzig zu empfehlen.

Unerlässlich für jeden Pilzforscher ist es, mikroskopische Dauerpräparate anzufertigen. Teils schont man dadurch das Herbar-Material, teils erspart man sich die Mühe nochmaliger Präparation des gleichen Pilzes, da man dann nur das Präparat unter das Mikroskop zu legen braucht. Nach einiger Uebung hat man sich bald die wenigen Kunstgriffe angeeignet, um solche Präparate schnell und leicht anzufertigen. —

Sind die mit dem Rasiermesser ausgeführten Schnitte gut geraten, oder hat man irgend ein Präparat von einem Pilze gemacht, das alle zur Unter-

suchung wichtigen Teile klar und deutlich zeigt, so hat man nur nötig, das zwischen Objektträger und Deckglas sich befindende Wasser, in welchem das Präparat behufs Untersuchung liegt, durch eine Konservierungsflüssigkeit zu ersetzen. Dies geschieht am einfachsten auf folgende Weise:

Man nehme drei Teile Aqua destillata, zwei Teile Alkohol und einen Teil Glycerin (anstatt des Alkohols kann auch Essigsäure verwendet werden) und bringe von dieser Flüssigkeit einen Tropfen an den Rand des liegenbleibenden Deckglases. Allmählich zieht sich derselbe (vermöge Capillarität) unter das Deckglas. Es ist nicht nötig, diesen Prozess abzuwarten, sondern man legt das Präparat in ein Kästchen oder unter eine Glasglocke, um es vor Staub zn schützen. Nach einigen Stunden fügt man einen zweiten Tropfen obiger Mischung hinzu, der in derselben Weise langsam unter das Deckglas tritt. Wasser und Alkohol verdunsten allmählig, es bleibt nur das Glycerin zurück. Man fügt nun so lange die Präparier-Flüssigkeit hinzu, bis der Raum zwischen Deckglas und Objektträger ganz mit Glycerin erfüllt ist. Um nun ein Verschieben des Präparates zu verhüten, um ferner Staub und Tiere von demselben abzuhalten, ist es nötig, das Deckglas auf dem Objektträger zu befestigen. Hierzu nimmt man Spiritus- oder Terpentinlack. Auf dem Objektträger befinden sich stets einige Glycerinreste; diese müssen durch Fliesspapier entfernt werden, da der Lack auf ihnen nicht haften würde.

Hierauf streicht man mit einem feinen Pinsel eine dünne Lage Lack längs der Ränder des Deckglases auf den Objektträger derart, dass der Lack über die Ränder des Deckglases übergreift und beide Gläser miteinander verbindet. Ist diese Lackschicht

völlig trocken, so folgt eine zweite, dritte u. s. w., bis ein völliger Verschluss hergestellt ist. Ein guter Verschluss muss völlig undurchsichtig sein. Sind noch durchscheinende Stellen vorhanden, so wird durch eine neue Lackschicht nachgebessert. Man darf den Lack nie in wenigen dicken Lagen auftragen. Eine dicke Schicht trocknet schlecht und springt leicht ab, wird auch bei veränderter Temperatur leicht rissig, wodurch natürlich ein völliger Verschluss illusorisch wird.

Das Präparat wird durch die Präparier-Flüssigkeit sehr wenig verändert; es ist dies darauf zurückzuführen, dass die Flüssigkeit nicht plötzlich, sondern langsam in einer Weise auf die Pflanze gebracht wird, welche die rapide Wirkung der Endosmose zurückhält und bei einer langsamen Ausgleichung der Dichtigkeitsdifferenzen die Konservierung der zarten Teile im Innern der Pflanzenzelle ermöglicht. Form und Farbe der Schläuche und Sporen bleiben vortrefflich erhalten.

Um nun beim Aufbewahren der Präparate zu verhindern, dass die Deckgläschen gedrückt werden, klebt man rechts und links vom Deckglas Streifen von Glas oder Pappe auf den Objektträger. So kann man eine Anzahl Präparate aufeinander legen, ohne sie zu beschädigen.

Jedes Präparat muss sorgfältig etikettiert werden, um leicht aufgefunden und identifiziert werden zu können. Das Etikett soll enthalten:

1) Den Namen der Pflanze, von der das Präparat stammt.
2) den präparierten Pflanzenteil.
3) Art des Schnittes.
4) Angabe der Einschlussflüssigkeit.
5) Tag der Zubereitung.

Die fertigen Präparate werden in Kästen oder Etuis aufbewahrt. Diese müssen so beschaffen sein, dass sie die Präparate vor Staub schützen, ein Hin- und Herbewegen derselben verhindern, eine horizontale Lage des Objektträgers möglich machen und ein leichtes Auffinden der einzelnen Nummern gestatten.

Derartige Präparatenkästen, in jeder Grösse und Form, liefert die Firma Theodor Schröter in Leipzig, grosse Windmühlenstrasse 37. Beigegebene Ab-

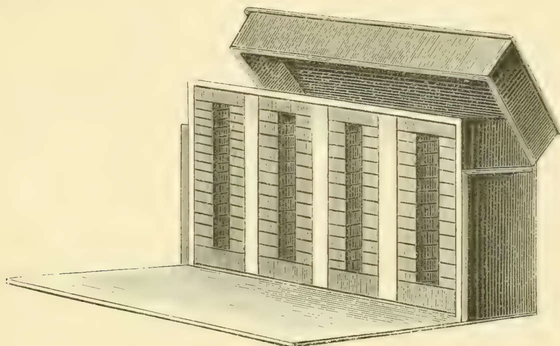


Fig. 5.

bildung eines dieser Schröter'schen Kästchen (Fig. 5) dürfte besser als eine Beschreibung die zweckmässige Einrichtung derselben erkennen lassen.

Eine Bemerkung im Herbar weist stets auf die Präparate zurück.

5. Kulturmethoden.

Bei weiterem Studium wird der Pilzsammler auch Veranlassung nehmen, selbst Pilze zu züchten, Pilzkulturen anzustellen. Hierzu eignen sich vorzüglich

Schizomyceten, ferner die verschiedenen Schimmelarten und die mistbewohnenden Pilze.

Um Material zur Untersuchung von Schizomyceten (Bacterien, Spaltpilzen) zu erhalten, kocht man einige grüne Blätter in einem Kochbecher auf und lässt denselben bei relativ hoher Zimmertemperatur offen stehen. Nach einigen Tagen bildet sich auf dem Dekokt eine weissliche Haut, die als Kahmhaut bezeichnet wird, in welcher man die Stäbchen oder Fäden verschiedener Schizomyceten-Formen findet. Ferner stellt man gekochte Mohrrüben, Runkelrüben, Kartoffelscheiben an warmen, mässig feuchten Orten frei oder unter Glasglocken auf, auf denen man bald die Coccenform irgend eines Spaltpilzes findet. Auf dem Dekokt von gekochtem Heu tritt z. B. Bacterium subtile (Ehrh.) in ungeheurer Menge auf.

Vielfache Versuche haben nun auch künstliche Nährstofflösungen kennen gelehrt. So wird als Mineral-Nährstofflösung für Spaltpilze besonders empfohlen: Dikaliumphosphat 0,1 g, Magnesiumphosphat 0,02 g, Chlorcalcium 0,01 g auf 100 ccm Wasser und 1 g weinsaures Ammoniak. Ferner kann man anwenden: Eiweisspepton (oder lösliches Eiweiss) 1 g, Dikaliumphosphat 0,2 g, Magnesiumphosphat 0,04 g, Chlorcalcium 0,02 g auf 100 ccm Wasser, oder an Stelle des Eiweisspeptons Rohrzucker 3 g und weinsaures Ammoniak 1 g. — Man hat gefunden, dass diese Organismen am besten in alkalisch reagierenden Flüssigkeiten gedeihen; Hefepilze dagegen erfordern schwachsaure Flüssigkeiten.

Hier, wie überhaupt bei allen Kulturen, ist es nun absolute Notwendigkeit, reines Aussaatmaterial zu verwenden.

Folgende Methoden werden empfohlen:

1) Die Methode der fraktionierten Kultur.

Die Erfahrung hat gezeigt, dass von mehreren Spaltpilzen in der Nährstofflösung schliesslich einer die Oberhand behält. Der Kampf ums Dasein zeigt sich eben überall in der Natur. Durch wiederholte Aussaat und Uebertragung in neue, pilzfreie Lösungen kann man schliesslich eine ganz reine Kultur erhalten, da derjenige Spaltpilz zuletzt übrig bleiben wird, der unter den gegebenen Bedingungen sich am besten vermehrte.

2) Die Verdünnungsmethode.

Man verdünnt die die Spaltpilze enthaltende Flüssigkeit mit pilzfreiem Wasser so lange, bis man annehmen darf, dass auf je einen Tropfen Flüssigkeit nur noch ein Spaltpilz kommt. War nun der zu züchtende Pilz in der ursprünglichen Flüssigkeit in überwiegender Mehrheit vorhanden, und werden fortgesetzt mehrere Gefässe mit Nährstofflösung mit 1 Tropfen der pilzhaltigen Flüssigkeit infiziert, so darf man voraussetzen, dass man reines Material erhält.

3) Die Gelatine-Kultur.

Die Nährstofflösung wird so mit Gelatine versetzt, dass sie bei etwa 30—35° C. noch flüssig, bei niederer Temparatur aber fest wird. Ein Tropfen solcher flüssig gemachten Nährgelatine wird auf dem Objektträger ausgebreitet und erstarrt dort. Mittels einer mit der Spitze in die pilzhaltige Flüssigkeit getauchten Nadel wird nun die Gelatine geritzt und das Präparat dann unter die Kulturglocke gesetzt. Die wenigen Pilze, welche in einen solchen Nadelstrich gelangen, vermehren sich nur dort und können leicht beobachtet werden. Statt Gelatine kann man auch Serum von Rinder- oder Schafblut verwenden.

Für Untersuchungen über Bau, Entwickelungsgeschichte etc. der Pilze sind Sporenkulturen auf dem Objektträger unerlässlich. Die hierbei Anwendung findenden Nährstofflösungen sind sehr verschieden. Dieselben werden sich je nach dem Vorkommen, dem ursprünglichen Standort des zu untersuchenden Pilzes richten. Die Erfahrung muss hier die Lehrmeisterin sein.

Als Nährstofflösung dient z. B. für Mucor Mucedo ein Dekokt aus Pferdemist. Derselbe wird in Wasser ausgekocht, letzteres klar abfiltriert und dann längere Zeit gekocht, um es von allen organischen Beimengungen zu befreien, es zu sterilisieren. Um nun eine Spore zur Aussaat zu bringen, nimmt man mit der Pinzette aus einer rein gehaltenen Massenkultur ein Sporangium und bringt dasselbe in ein Uhrschälchen, das mit abgekochtem Wasser gefüllt ist. In diesem verteilen sich alsbald die Sporen gleichmässig. Es empfiehlt sich, die Sporen einige Stunden im Wasser liegen zu lassen. Sie schwellen bedeutend an und sind dann leichter zu sehen. Mit einer desinfizierten Nadel wird nun ein Tröpfchen dieser Flüssigkeit aufgenommen und auf dem Objektträger als lang ausgezogener Strich aufgetragen. Enthält nun dieser Strich, was man unter dem Mikroskop leicht sieht, nur eine Spore, so ist das Präparat für die auszuführende Kultur geeignet; sind mehrere Sporen vorhanden, so wird ein Teil des Striches mit einem Läppchen entfernt. Auf die übrigbleibende Spore wird nun ein Tropfen der Nährflüssigkeit gebracht und der Objektträger in die feuchte Kammer gesetzt.

Das Pferdemistdekokt hält sich meist nur kurze Zeit, ist also nur für Pilze anwendbar, die verhältnismässig schnell ihre Entwickelung beenden.

Ein kalter Auszug aus getrockneten Rosinen, Birnen, Pflaumen, der bis auf Syrupdicke eingekocht wird, eignet sich auch gut zu Kulturzwecken. Derselbe hält sich jahrelang unverändert. Manche Pilze vertragen die aus den Früchten stammenden Säuren nicht. Reagiert daher die Flüssigkeit sauer, so wird sie mit Ammoniak neutralisiert. Auch Bierwürze empfiehlt sich. Sie wird in einem Kolben, der mit einer doppelten Lage Fliesspapier überbunden ist, aufgekocht und hält sich lange Zeit. Als weitere Nährstofflösungen dienen Dekokte von Heu, Wurzeln, Holz etc., auch Hefe mit Zuckerzusatz, verdünnte Lösung von Fleischextrakt mit oder ohne Zusatz von Zucker und gekochter und filtrierter Zitronensaft. Künstliche Nährstofflösungen werden hergestellt aus 10 % Traubenzucker in Wasser, $^1/_4$ bis $^1/_2$ % salpetersaurem Ammoniak und ebensoviel Zigarrenasche, gekocht unter Zusatz von soviel Zitronensäure, dass die Lösung etwas sauer reagiert, oder: Calciumnitrat 4 g, Kaliumphosphat 1 g, Kaliumhydrat 1 g auf 700 g Wasser, oder: Wasser 100 g, Zucker 3 g, Ammoniaktartrat 1 g, mit Phosphorsäure neutralisierte Asche von Erbsen, Weizenkörnern oder Zigarren 0,4 g.

Für Hefenpilze eignet sich: Wasser 100 g, Zucker 15 g, salpetersaures Ammoniak 1 g, saures phosphorsaures Kali 0,5 g, dreibasisch phosphorsaurer Kalk 0,05 g und schwefelsaure Magnesia 0,25 g (oder krystallisierte schwefelsaure Magnesia, 7 H_2O enthaltend, 0,5 g.)

Mit grösster Vorsicht und Genauigkeit ist bei jeder Kultur zu verfahren, da man sonst alles andere sich eher entwickeln sieht, als gerade den zu züchtenden Pilz. Objektträger und alle zu gebrauchenden Geräte sind vorher zu sterilisieren. Man führt

sie rasch durch eine Spiritus- oder Gasflamme, oder legt sie kurze Zeit in absoluten Alkohol. Auch empfiehlt es sich, die Glassachen in 10% Salzsäure aufzubewahren, erst kurz vor dem Gebrauch herauszunehmen und mit kochendem, destilliertem Wasser auszuspülen.

Die die Schläuche und Sporen enthaltenden Sclerotien von Schimmelbildungen, besonders von Penicillium findet man sehr selten spontan entstanden. Man erhält sie am besten, wenn man angefeuchtete Scheiben ungesäuerten Brotes mit Penicillium besät und sie mässig feucht hält, bis sich ein kräftiges, aber noch nicht Conidien tragendes Mycel entwickelt hat. In etwa 6—7 Tagen hat sich solches gebildet. Nun legt man die Brotscheiben zwischen 2 Glasscheiben, stopft die Zwischenräume noch mit Papier aus, so dass der Luftzutritt möglichst verhindert wird, und presst die Scheiben fest zusammen. Nach etwa 14 Tagen haben sich in dem Brote zahlreiche Sclerotien entwickelt.*)

Allgemein unter dem Namen „Mutterkorn" bekannt sind die in den Fruchtknoten des Getreides und vieler anderer Gräser auftretenden Sclerotien von Claviceps-Arten. Aus diesen Sclerotien entwickeln sich im nächsten Frühjahre die gestielten, kopfförmigen, fleischigen, einem kleinen Agaricus ähnelnden Körper, welche die Perithecien mit den Schläuchen und Sporen tragen. Selten dürfte es glücken, diese letztere Fruchtform im Freien aufzufinden. Man suche dieselbe durch Kultur zu erhalten. Die im Sommer gesammelten Sclerotien werden an einem trockenen Orte aufbewahrt. Zu

---

*) Vergl.: Brefeld, Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. Heft II.

Anfang des nächsten Frühjahrs fülle man einen Blumentopf etwa zur Hälfte mit Sand, streue die Sclerotien darauf und halte die Aussaat mässig feucht. Nach einiger Zeit sieht man die Fruchtkörper sich entwickeln.

Es gelingt leicht, die auf Mist lebenden Pilze im Zimmer zu erziehen. Man legt auf einen Teller frischen Kuh- oder Pferdemist und überdeckt denselben mit einer Glasglocke. Nach wenigen Tagen ist derselbe überdeckt von Mucor Mucedo, oft untermischt mit andern Schimmelarten. Die Schimmelbildungen verschwinden nach einiger Zeit und Pilobolus-Arten oder andere verwandte Formen treten auf. Nach diesen erscheinen die schwarzen Perithecien der Sordarien, dann folgen wohl Ascobolus furfuraceus oder andere Arten dieser Gattung und den Schluss bilden Tintenpilze, Coprinus-Arten.

Die Beobachtung dieser successive auftretenden, den verschiedensten Familien angehörenden Pilze gewährt grosses Interesse.

---

6. Literatur.

Brefeld, O., Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze. 5 Hefte. Leipzig 1872—83. 4. m. 48 Kpfrt. 88 Mk.

Britzelmayer, M., Hymenomyceten Augsburgs und seiner Umgebung. Augsburg 1879. 8. m. 10 Kpfrt. Preis 3 Mk.

Cooke, M. C., Handbok of Brit. Fungi. London 1871. 8. 38 Mk.

— Mycographia seu Icones Fungi. London 1875—79. roy. 8. w. 123 col. plates 78 Mk.

Ebbinghaus, Pilze und Schwämme Deutschlands. 2. Aufl. Leipzig 1868. 4. m. 32 kol. Kpfrt. — 10 Mk.

Fischer de Waldheim, A., Les Ustilaginées; esquisse monogr. (En russe.) 2 part. Varsovie 1877/78. 8. 8 Mk.

Fries, E., Systema Mycologicum. 3 voll. et index. Acc. Suppl.: Elenchus Fungorum. Lund 1821—32. 8. 20 Mk.

— Epicrisis Systematis Mycologici, s. synopsis Hymenomycetum. Upsala. 1836—38. 12 Mk.

— Hymenomycetes Europaei, s. Epicrisis syst. mycolog. ed. II. Upsala 1874. 8. 32 Mk.

Fuckel, L., Symbolae mycologicae. Mit 3 Nachträgen. Wiesbaden 1869—75. 8. m. 7 col. Kpfrt. 10 Mk.

Greville, R. R., Scottish Cryptogamic Flora. — 6 vols. Edinburg 1823—28. roy. 8. m. 360 plates. 110 Mk.

Karsten, P. A., Mycologia Fennica. 4 part. Helsingfors. 1871—79. 8. 23 Mk.

Kummer, P., Führer in die Pilzkunde. Zerbst 1871. 8. m. 4 Kpfrt. 2 Mk.

Lenz, H. O., Nützliche und schädliche Schwämme. 6. Aufl. v. O. Wünsche. Gotha 1879. 8. m. 20 col. Kpfrt. 5,50 Mk.

Nitschke, Th., Pyrenomycetes Germanici. Lief. I und II. Breslau 1867—70. 8. 9 Mk.

Persoon, C. H., Synopsis meth. Fungorum. 2 part. Gotting. 1801. 8. 3,50 Mk.

— Mycologia europaea. Erlangae 1822—28. 8. c. 30 tab. 24 Mk.

Rabenhorst, L., Kryptogamenflora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz. 2. Aufl. Bd. I. Die Pilze von G. Winter. (Bis jetzt er-

schienen 19 Lief.) Leipzig. 1881 u. ff. gr. 8. c. fig. Preis à Lief. 2,40 Mk

Saccardo, P. A., Mycologiae Venetae specimen. Pataviae 1873. 8. c. 14 tab. col. 12 Mk.

Schröter, J., Die Pilze Schlesiens. In Cohn, Cryptogamenflora von Schlesien. Breslau 1885. (Erschienen 2 Lief.)

Wünsche, O., Die Pilze. Leipzig 1877. 8. 4 Mk.

Zopf, W., Die Spaltpilze. 3. Aufl. Breslau 1885. gr. 8. 3 Mk.

— Die Pilztiere oder Schleimpilze. Breslau 1885. gr. 8. 5 Mk.

---

7. Exsiccaten-Sammlungen.

Ich führe nur die Sammlungen auf, welche in Deutschland, resp. Oesterreich und der Schweiz erscheinen oder vor kurzer Zeit erschienen sind:

Fuckel, Fungi rhenani.

Herpell, Sammlung präparierter Hutpilze.

Jack, Leiner und Stizenberger, Badische Kryptogamen.

Kunze, Fungi selecti exsiccati.

Rabenhorst, Herb. mycologicum. Editio nova.

Rabenhorst, Fungi europaei.

Rabenhorst-Winter, Fungi europaei. (Forts. vor. Sammlung.)

Rehm, Ascomyceten.

Thümen, Fungi austriaci.

— Mycotheca universalis.

Wartmann und Schenk, resp. Wartmann und Winter, Schweizerische Kryptogamen.

Zopf & Sydow, resp. Sydow, Mycotheca Marchica.

II. Die Flechten (Lichenes.)

Die Abteilung der Flechten umfasst diejenigen kryptogamischen Organismen, deren Lager aus einer Verbindung von gegliederten Fäden (Hyphen) und chlorophyll- oder phycochromhaltigen Zellen (Gonidien) besteht, und deren Fruchtkörper Sporen in Schläuchen erzeugen. Durch diese Fruchtbildung treten sie der Gruppe der Ascomyceten, den Schlauchpilzen, sehr nahe. Der einzige, wesentliche Unterschied, der die Flechten von den Schlauchpilzen trennt, besteht in jenen Gonidien, welche in dem Lager der ersteren enthalten sind. Alle die Formen also, welche in ihrem Gewebe keine Gonidien enthalten, aber dennoch von älteren Lichenologen den Flechten zugezählt wurden, müssen als Ascomyceten bezeichnet werden.

Es ist hier nicht der Ort, ausführlich auf die Schwendener-Bornetsche Flechtentheorie einzugehen, nach welcher Gonidien und Thallusfäden verschiedene Organismen sind und zwar Ascomyceten darstellen, welche parasitisch auf Kosten einer Alge (der Gonidie) leben. Diese Forscher stützen sich auf die Thatsache, dass viele Flechtengonidien mit bekannten Algentypen übereinstimmen, dass ferner isolierte Gonidien sich selbstständig weiter entwickeln können und endlich, dass durch Aussaat der Flechtensporen auf die mit den Gonidien der betreffenden Flechte übereinstimmenden Algen Flechtenanfänge erzeugt wurden. Die meisten Lichenologen bekämpfen diese Annahme und halten an der Ansicht fest, dass die Flechten selbstständige, systematisch individualisierte Organismen seien, die alle ihre Teile sich selbst verdanken, dass sich die Gonidien aus den Hyphen entwickeln.

Selbst wenn erstere Annahme sich weiter Bahn brechen sollte, so werden die Flechten doch stets Gegenstand eines Spezialstudiums bleiben. *) Der Bau ihres vegetativen Lagers ist es, der ihnen ein ganz eigentümliches Gepräge verleiht.

Legt man die Hauptformen des Thallus zu Grunde, so erhält man folgende, den Bedürfnissen einer speziellen Flechtenkunde entsprechende systematische Übersicht.

A. Urflechten.

1) Strauchflechten.
2) Blattflechten.
3) Krustenflechten.

B. Gallertflechten.

C. Fadenflechten.

In ähnlicher Weise wie der Pilzsammler, vermag auch der Lichenologe das ganze Jahr hindurch erfolgreiche Exkursionen auszuführen, ja wir finden, dass die Flechten verhältnismässig noch weniger an eine bestimmte Jahreszeit gebunden sind, als die Pilze. Wir haben gesehen, dass die grosse Abteilung der parasitischen Pilze an die wärmere Jahreszeit, an das Erscheinen der Phanerogamen geknüpft ist. Während die grössere Mehrheit der Pilze das grelle Sonnenlicht flieht, dagegen Feuchtigkeit und Waldesdunkel aufsucht, sehen wir in den Flechten die Kinder der Luft. Mit Vorliebe siedeln sie sich

---

*) Allen denen, welche sich eingehender über diesen Gegenstand informieren wollen, empfehle ich die wertvolle Arbeit von A. Minks: „Beiträge zur Kenntnis des Baues und Lebens der Flechten. I. Gonangium und Gonocystium, zwei Organe zur Erzeugung der anfänglichen Gonidien des Flechtenthallus. Mit 2 Doppeltafeln. Wien, 1876.“

an trockenen, dem Wind und Wetter stark ausgesetzten Orten an. Sie ertragen ebensogut die glühende Hitze des Sommers, wie den eisigen Hauch des Nordwindes. Auch in dem tropischen Urwalde verleugnen sie ihre Natur nicht, auch hier suchen sie Sturmwind und Wetter auf, da man sie gewöhnlich nur an den Bäumen des Waldrandes antrifft. Dort, wo alle zum Gedeihen der Pflanzen nötigen Lebensbedingungen zu fehlen scheinen, wo hartes Gestein der Wurzel keine Nahrung bietet, wo die kärgliche Wärme des Sommers nicht hinreicht zur Entwickelung blühender Pflanzen, da siedeln sich die Flechten an. Über die Grenzen des ewigen Schnees hinaus erheben sie sich in den Gebirgen. Wo in den weiten Gletscher- und Schneegebieten der Alpen sich nur eine Felsspitze erhebt, da findet man auch Vertreter der Flechten, die Lecideen, Umbilicarien, Verrucarien. Wunderbar ist die ungemeine Ausdauer ihrer Lebenskraft, ihre Fähigkeit, sich in einer oft wahrhaft mehr als dürftigen Lage entwickeln zu können. Durch die Hitze des Sommers bis zur Brüchigkeit ausgedorrt oder vertrocknet, erweckt sie ein Regen, ein wenig Feuchtigkeit sofort zu neuer Lebenskraft. Sie sind gleich den Moosen die Pioniere der Pflanzenwelt, sie leiten die Verwitterung des Gesteins ein, so die Lebensbedingungen für nachfolgende Pflanzengeschlechter vorbereitend. Findet man doch selbst schon auf den kaum erkalteten, sich mit einer Kruste bedeckenden, glühenden Lavaströmen des Vesuv eine Flechte, das Stereocaulon vesuvianum.

Wer unsere nordischen Heiden durchreist hat, der wird auch empfunden haben, welchen Eindruck die grossen, graugrünen, den Boden bedeckenden Flechtenpolster auf das empfängliche Gemüt des

Menschen ausüben. Dort, wo meilenweit das Auge nichts erblickt als knorriges Kieferngestrüpp vermischt mit dem Heidekraut (Calluna vulgaris), dort ist die Heimat der Cladonien und Cornicularien. Wo im höchsten Norden der Baumwuchs aufhört, breiten sich weit ausgedehnte Ebenen aus, Tundra genannt. Hier ist es, wo die Flechtenvegetation typisch auftritt. Unabsehbare Strecken sind dort nur mit Erdflechten, wie Cladonien, Cetrarien, Cornicularien etc. bedeckt. Treten wir ein in das Waldesdunkel. Zierliche Flechtenwäldchen breiten sich zu unsern Füssen aus. Dicht sind die Baumriesen bekleidet mit Flechten, bis hoch hinauf in die Gipfel steigen sie, schaukeln sie sich auf den schwanken Zweigen. Wer hat nicht schon die Usneen unserer Bergwälder bewundert. In mächtigen graugrünen und gelben Bärten schweben sie von den Zweigen herab, den Bäumen ein ernstes, greisenhaftes Ansehen verleihend. Selbst in den klaren Gebirgsbach steigen die Flechten hinab, die Felsen und Steine mit mannigfachem Schimmer überziehend.

Hinsichtlich ihres Artenreichtums gehören die Krustenflechten vorzugsweise der gemässigten Zone an, während die blattartigen die tropische und die strauchartigen Flechten die arktische Zone charakterisieren.

Wie in vorstehender Skizze schon angedeutet, wachsen die Flechten teils auf Holz oder festem Gestein, teils auf blosser Erde. An Felsenwänden und Baumstämmen beachte der Sammler namentlich die Nordseite, er wird dort reiche Ausbeute finden. Alte, halb verwitterte Zäune, Balken, Bretter, Dachschindeln, Latten u. dgl. werden auch von Flechten vielfach bewohnt. Die so häufig in unserer norddeutschen Ebene vorkommenden erratischen Blöcke

beherbergen manch seltene Art. Natürlich darf man nur die Steine auf die Anwesenheit von Flechten untersuchen, die lange Zeit unverrückt sich in derselben Lage befinden. Viele Arten sind sehr klein und ihrer Farbe wegen in einiger Entfernung nicht zu unterscheiden. Es bedarf also ebenso wie bei den Pilzen einer genauen, eingehenden Untersuchung des Substrates.

Die Art des Einsammelns ist je nach dem Bau der Flechte verschieden. Krustenflechten werden mit einem Stück des von ihnen bewohnten Substrates abgelöst. Hierzu bedarf man eines recht starken, scharfen Messers und eines Hammers und Meissels. Die auf bearbeitetem Holze und auf Baumrinde wachsenden Arten werden mit einem Teil des Substrates mit dem Messer abgelöst. Um die festes Gestein bewohnenden Arten zu gewinnen, ist man genötigt, Teile desselben mit Hammer und Meissel abzuschlagen. Verhältnismässig leichte Mühe hat man bei Schiefer- oder Kalksteinen, schwieriger ist es bei Urgesteinen. Bietet das Gestein eine Kante dar, so genügt ein kräftig geführter Schlag auf dieselbe, um ein flaches Stück abzusprengen. Besser gelingt dies, wenn man sich auch hierbei eines breiten Meissels bedient. Zeigt dagegen die Felswand eine glatte, keinen Angriffspunkt gewährende Fläche, so ist man schon genötigt, sich einen solchen zu verschaffen. Hierzu bedarf man eines sogenannten Spitzmeissels. Man schlägt mit demselben eine Furche in das Gestein, setzt in dieselbe in spitzem Winkel den breiten Meissel ein und führt auf diesen einen recht kräftigen Schlag mit dem Hammer. Ist der Schlag zu schwach, so erhält man kein grösseres Stück, sondern nur kleinere Splitter und Bröckelchen, die des Mitnehmens nicht wert

sind. Je flacher das abgeschlagene Stück des Gesteins ist, desto besser; ein dickes, plumpes Stück lässt sich schlecht im Herbar plazieren. Es bedarf nur geringer Übung, um gute Herbarexemplare zu erhalten. Jedes gewonnene Stück muss in ein besonderes Blatt Papier eingeschlagen werden, da sich sonst beim Transport die Stücke an einander reiben und namentlich die Früchte beschädigen. Kleine, auf der Erde wachsende Arten hebt man mit einer flachen Erdschicht mit einem Messer ab. Um ein Auseinanderfallen des Rasens zu verhindern, ist es später nötig, demselben durch eine schwache Gelatinelösung Festigkeit zu geben.

Die ein freies Lager besitzenden, d. h. nicht mit der ganzen Unterfläche angewachsenen sogenannten Blattflechten werden von dem Substrate — Baum, Felsen, Erde — einfach abgelöst. Sind dieselben sehr trocken und infolgedessen leicht zerbrechlich, so hebt man sie sehr behutsam ab, transportiert sie vorsichtig bis zur nächsten Wasseransammlung, wo man sie eintaucht. Nach einigen Minuten sind sie weich und elastisch geworden und können nun bequem in der Mappe verpackt werden.

Von strauchartigen Flechten — Cladoniaceen — sammelt man grössere Rasen, die man ohne weiteres in der Mappe unterbringt.

Wie bei allen Kryptogamen gilt auch für die Flechten der Grundsatz, sterile Exemplare wenn irgend möglich zu meiden und nur die Pflanzen in fruktifizierendem Zustande einzusammeln.

Die Präparation der gesammelten Flechten ist sehr einfach. Nur die blatt- und strauchartigen Flechten, ferner die Gallert- und Fadenflechten werden getrocknet und zwar stets nur unter Anwendung gelinden Druckes. Sollten sich die Exem-

plare auch beim Transport vielfach verbogen haben, so schadet das weiter nichts. Man weicht sie in Wasser auf und kann sie dann bequem ausbreiten und ihnen ihre natürliche Stellung geben. Die grösseren Cladonien-Rasen zerteilt man in kleinere Partien. Die getrockneten Exemplare kommen in eine Papierkapsel, die Stein-, und dickeren Holz- und Rindenstücke klebt man auf Kartonpapier. Die meisten Flechten nehmen beim Trocknen eine hellere, ins Graue spielende Färbung an. Es ist diese Farbenänderung also nicht auf schlechtes Präparieren zurückzuführen.

Beim Bestimmen der Flechte beachte man zunächst die habituellen Merkmale; es ist leicht, dieselbe in eine der oben angeführten grossen Gruppen zu bringen. Die fernere Einteilung dieser Hauptgruppen basiert auf der Verschiedenheit der Fruchtbildung. Als Fortpflanzungsorgane der Flechten sind Spermogonien und Schlauchfrüchte (Apothecien) zu betrachten. Erstere sind kleine, hohle, dem Thallus eingesenkte, sich durch eine freie Mündung öffnende Behälter, welche an der Innenwand mit einfachen oder verzweigten Fäden, Sterigmen genannt, bekleidet sind. An den Spitzen der Sterigmen werden die sogenannten Spermatien abgeschnürt. Diese Spermogonien gleichen denen der Ascomyceten in jeder Weise. — Die Schlauchfrüchte — Apothecien — sind jene bekannten scheiben-, schüssel- oder krugförmigen, oder auch länglichen, linealischen oder rinnenförmigen Behälter, welche teils zerstreut auf der Thallusoberfläche sitzen oder an den Spitzen der Strauchflechten sich befinden. Finden sich Spermogonien und Schlauchfrüchte auf ein und demselben Thallus, so nennt man die Flechte diöcisch, z. B. Ephebe pubescens.

Je nach der Natur der Schlauchfrüchte unterscheidet man: Scheibenfrüchtige, Stielfrüchtige und Kernfrüchtige.

Die unter dem Namen Soredien bekannten mehlig-staubigen, meist heller als der Thallus gefärbten und auf diesem unregelmässig zerstreuten Häufchen sind ebenfalls bei der Bestimmung der Flechten zu berücksichtigen.

Um nun Flechten richtig bestimmen zu können, bedarf man des Mikroskopes. Man fertigt mit scharfem Rasiermesser, ähnlich wie bei den Pilzen, feine Schnitte durch Thallus und Fruchtlager. Die Bildung der Gonidien, der Bau der Schläuche und Sporen sind für die Artunterschiede massgebend.

Viele Flechtenarten nehmen nach Anwendung von Reagentien eine bestimmte Färbung des Lagers an. Diese Eigenschaft derselben wird von einigen neueren Autoren benutzt, um allein auf dies Verhalten hin neue Arten zu basieren. Wenn z. B. Cladonia macilenta (Ehrh.) sich nach Anwendung von Ätzkali sofort gelb färbt und dadurch augenblicklich sicher von der sich nicht färbenden Cl. Floerkeana Fr. unterschieden werden kann, so kann Verfasser doch nur diese Methode als ein immerhin entbehrliches Hilfsmittel bezeichnen, da jene Arten auch durch andere gute Merkmale hinlänglich charakterisiert sind. Arten, welche nur auf rein chemischem Wege zu erkennen sind, haben nach meiner Ansicht etwa denselben Wert wie jene zahllosen, mit eigenen Namen versehenen, kaum Anspruch auf das Recht einer Form habenden Arten von Scleranthus oder diejenigen anderer Genera, die von keinem Sterblichen wieder erkannt werden.

Litteratur.

Acharius, G., Synopsis meth. Lichenum. Lund 1814.
Arnold, F., Die Lichenen des fränkischen Jura. Regensburg 1858—76.
Britzelmayer, M., Die Lichenen der Flora von Augsburg. Augsburg 1874—75.
Dietrich, D., Lichenographia germanica, m. Abbild. Jena 1832—36.
Floerke, H. G., De Cladoniis. Rostock 1828.
Flotow, J. v., Lichenes florae Silesiae. 2 part. Breslau 1849—50.
Fries, E., Lichenographia europaea reformata. Lund.
Glowacki, J., Prodromus einer Flechtenflora von Goerz. Goerz 1871.
Hazslinsky, Flechtenflora von Ungarn. Budapest 1884.
Hepp, P., Würzburgs Lichenenflora. Mainz 1824.
Koerber, G., Systema Lichenum Germaniae. Breslau 1855.
— Parerga Lichenologica. Breslau 1859—65.
Krempelhuber, A. v., Lichenenflora Bayerns. Regensburg 1861.
Kummer, P., Führer in die Flechtenkunde. 2. Aufl. Berlin 1883.
Minks, A., Symbolae licheno-mycologicae. Kassel 1881—82.
Müller & Pabst. Kryptogamenflora Deutschlands. I. Flechten. Gera 1874.
Nylander, W., Synopsis method. Lichenum. Paris 1858—61.
Rabenhorst, L., Die Lichenen Sachsens. Leipzig 1870.
Sauter, A. E., Die Flechten des Herzogtums Salzburg. Salzburg 1872.

Schaerer, L. E., Lichenum Helveticorum spicilegium. Bern 1823—42.
— Enumeratio critica Lichenum europaeorum. Bern 1851.
Stein, B., Die Flechten von Schlesien. Breslau 1879.
Zwackh, W. v., Die Lichenen Heidelbergs. Heidelberg 1883.

Exsiccaten-Sammlungen.

Arnold, Lichenes exsiccati Tiroliae et Bavariae australis.
Jack, Leiner und Stizenberger, Badische Kryptogamen.
Massalongo, A., Lichenes Italiae exsiccati.
Rabenhorst, L., Lichenis Europaei exsiccati.
— Cladoniae Europaeae.
Rehm, H., Cladoniae exsiccatae.

III. Die Algen.

Die Algen sind dadurch charakterisiert, dass sie, rein oder vermengt, stets Chlorophyll enthalten; infolge dessen besitzen sie die Fähigkeit zu assimilieren, d. h. aus den Elementen Kohlenstoff, Wassertoff, Sauerstoff und Stickstoff, welche in dem umgebenden Medium in verschiedenen, zumeist anorganischen Verbindungen enthalten sind, unter Mitwirkung gewisser Salze und unter dem Einflusse des Sonnenlichts organische Verbindungen, vorzüglich Stärke und Eiweissstoffe, zu bilden. Hierin liegt der alleinige Unterschied der Algen von den Pilzen. Diese besitzen niemals Chlorophyll, bedürfen also zur Ernährung schon vorgebildeter organischer Stoffe.

Bei der Klassifikation der Algen begegnet man fast denselben Schwierigkeiten wie bei den Pilzen. Eine Vergleichung der aufgestellten Systeme lässt drei verschiedene Richtungen erkennen. Entweder basiert das System nur auf dem vegetativen Charakter der Alge, oder es ist nur auf die Reproduktionsorgane Rücksicht genommen, oder endlich ist durch Vereinigung beider Methoden ein möglichst natürliches System angestrebt worden. Letztere Methode verdient jedenfalls den Vorzug, da durch sie natürliche Verwandte nicht von einander getrennt werden und auch die Fortpflanzungsorgane zu ihrem Rechte kommen.

Das Chlorophyll ist in den Zellen der Algen entweder rein vorhanden oder mit andern Farbstoffen vermischt, wodurch die mannigfachsten Farbentöne hervorgerufen werden. Auf dies Vorkommen charakteristischer Farbstoffe gründete Harvey sein System.

Nach ihm zerfallen die Algen in:

Rhodospermeae. — Zellplasma durch Phycoërythrin rot gefärbt.

Melanospermeae. — Zellplasma durch Phycophäin braun gefärbt.

Cyanophyceae. — Zellplasma durch Phycocyan meist blaugrün gefärbt.

Chlorospermeae. — Zellplasma rein chlorophyllgrün.

Der vorzüglichen Bearbeitung der Meeresalgen für Rabenhorsts Kryptogamenflora durch W. Hauck liegt dieses System ebenfalls zu Grunde.

---

1. Das Einsammeln der Algen.

Algen lassen sich ebenso wie Flechten und Pilze das ganze Jahr hindurch sammeln, da eben gewisse Familien derselben sehr wenig empfindlich gegen Temperaturunterschiede sind. Wie bei allen Pflanzenabteilungen, so bemerken wir jedoch auch bei den Algen bestimmte Vegetationsperioden. Während Diatomeen im Frühjahr am besten gedeihen, ist für Desmidiaceen der Herbst die günstigste Zeit ihrer Entwickelung. Andere Arten, z. B. Ulothrix, ziehen den Anfang der wärmeren Jahreszeit, die Monate Juni und Juli vor; späterhin im Jahre würde man diese vergeblich suchen. Die meisten Arten kehren konstant jedes Jahr wieder, vorausgesetzt, dass ihre Wohnplätze durch die stets fortschreitende Kultur nicht zerstört worden sind. Andere Arten lieben es, obgleich man sie jahrelang an derselben Stelle beobachtet und gesammelt hat, plötzlich zu verschwinden, um vielleicht erst nach Jahrzehnten wieder aufzutauchen. Ein lehrreiches Beispiel hier-

für bietet Hydrodictyon utriculatum *Roth*, welche Alge oft plötzlich erscheint und Wasserbassins, Fischteiche etc. in ungeheurer Menge erfüllt, um dann wieder völlig spurlos zu verschwinden.

Der Sammler wird also hierauf Bedacht nehmen müssen. Es ist jedenfalls vorteilhaft, gleich beim ersten Auffinden einer Alge so viel Material mitzunehmen, dass man zahlreiche Exemplare anfertigen kann. Ein Ausrotten der Alge ist nicht zu befürchten.

Wo Wasser in der Natur vorhanden ist, da siedeln sich auch Algen an. Wir dürfen also nicht allein in grösseren Gewässern, in Meeren, Seen, Flüssen und Bächen nach Algen suchen, sondern auch die Pfützen, Tümpel und Lehmlachen, selbst die unbedeutendsten Wasseransammlungen nicht ausser acht lassen. Ferner bieten überrieselte Felsenwände, die von dem ausströmenden heissen Dampf der Dampfmaschinen betroffenen Mauern der Fabriken, die Innenwände der Warmhäuser in botanischen Gärten, Abzugskanäle u. s. w. eine reiche Fülle von Algentypen dar. Wieder andere Arten wachsen zwischen überrieselten Moose, an dem Holze der Brunnen und auf feuchter Erde.

Die grösseren Algen, vornehmlich die im Meere wohnenden Florideen und Fucoideen, ferner die grünen, fadenartigen, unter Wasser an Pflanzen, Holz und Steinen festsitzenden, oft lang flutenden Confervaceen, Zygnemaceen etc. fallen leicht ins Auge. Wesentlich anders liegt die Sache bei den kleineren Arten. Der Laie oder oberflächliche Beobachter wird oft an Lokalitäten achtlos vorübergehen, an denen der Kenner manche seltene Art findet.

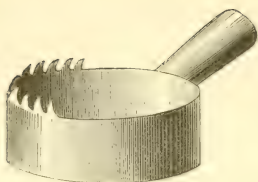
Alle grünen oder braunen Anflüge an feuchtem

Holze, die schleimigen Massen an Holz, Steinen und Pflanzenteilen unter Wasser, die rostbraunen oder grünlichen Schlammschichten halb ausgetrockneter Pfützen und Lachen enthalten Algen. Da für diese Formen nur die mikroskopische Untersuchung entscheidend ist, so ist man gezwungen, alles dasjenige mitzunehmen, das anscheinend Algen enthält. Der Gedanke „diese oder jene Art besitze ich schon," darf hier nie Raum gewinnen.

Ferner sind zu verschiedener Zeit dieselben Lokalitäten wieder aufzusuchen. Oft entwickeln sich in späterer Jahreszeit auf den schon früher an demselben Orte gesammelten Algen Parasiten, oder hat man bei dem ersten Besuch der Lokalität nur sterile Exemplare gesammelt, so suche man später fertile Exemplare zu erhalten.

Zur Ausrüstung des Algensammlers gehören folgende Gegenstände:

1. Eine Partie geölten Schreibpapiers zum Einwickeln der einzelnen Algenarten, oder anstatt dieses Papiers kleine Stücke Wachstuch oder Kautschuk-Leinwand.
2. Ein grösseres Stück Wachstuch oder Kautschuk-Leinwand zum Einpacken der kleineren Pakete.
3. Eine Anzahl kleiner, am besten viereckiger Flaschen mit weiter Mündung, um gesammelte Diatomaceen, Desmidiaceen etc. zu transportieren. Die Flaschen werden mit Korkstöpseln verschlossen. Die Zahl der mitzunehmenden Flaschen wird sich stets nach der Dauer der betreffenden Exkursion richten.
4. Eine etwa 6 cm weite, gestielte Blechschale zum Herausfischen und Auffangen der mit der Hand nicht zu erreichenden Algen. Zweck-



(Fig. 6.)

mässig ist es, diese Blechschale an einer Stelle des Randes, am besten an der rechts vom Stiele gelegenen Seite, mit nach innen gekrümmten, kleinen Zähnen versehen zu lassen, an denen die Algen leichter haften bleiben (Fig. 6). Unter Umständen kann man auch ein Thee-Sieb an Stelle der Blechschale verwenden.

5. Ein Blechlöffel zum Abheben der Diatomeen enthaltenden obersten Schlammschichten. Wenn es der Algensammler irgend möglich machen kann, so nehme er
6. ein kleines Taschenmikroskop mit, um sogleich an Ort und Stelle die Algen auf ihre Brauchbarkeit hin prüfen zu können.

Messer und Wanderstab noch namentlich aufzuführen, ist wohl kaum nötig, da ohnehin diese Gegenstände jeder Botaniker bei sich hat. Der Botanisiertrommel bedarf der Algologe nicht, auch kann er in den meisten Fällen die Pflanzenmappe zu Hause lassen. Er vermag schon eine gute Anzahl Arten in den Taschen seines Rockes zu transportieren. Das grössere Stück Wachstuch schützt hinlänglich die Kleider gegen abtröpfelndes Wasser.

Nach der Ankunft zu Hause bringt man jede Art der gesammelten Algen für sich in Gefässe mit weichem Wasser (Fluss-, See- oder Regenwasser). Im Wasser der Brunnen und Wasserleitungen der Städte sterben fast alle Algen bald ab. Hat man Vaucherien gesammelt, so sind diese zuerst zu präparieren, da sie sich auch im weichen Wasser nur kurze Zeit aufbewahren lassen; andere Arten

halten mehrere Tage aus, ohne zu verderben. Durch Zusatz einer geringen Menge Salzsäure lassen sich eintretende Fäulniserscheinungen hemmen. Arten aus fliessenden Gewässern sind auch eher zu präparieren als solche aus stagnierenden Gewässern entnommene. Auf Exkursionen in entfernten Gegenden wird man selten Zeit und Gelegenheit haben, die Algen sogleich zu präparieren. Um dieselben nun längere Zeit zu erhalten, giesse man auf die in den Gläsern befindlichen Algen halb mit Wasser verdünnten Spiritus. Der Spiritus extrahiert freilich die Farben, doch schadet dies nicht viel. Man muss aber später auf der Etikette bemerken, dass die Alge in Spiritus gelegen habe.

---

2. Das Präparieren der gesammelten Algen.

Die Familie der Algen nimmt hinsichtlich des Artenreichtums unter den Kryptogamen die zweite Stufe ein, sie wird hierin nur von den Pilzen übertroffen; andrerseits aber zeigen uns die Algen einen solchen unerschöpflichen Wechsel der Formen, dass ihnen in diesem Punkte unbedingt der erste Rang zugesprochen werden muss. Werfen wir nur einen Blick auf die Extreme — die mikroskopischen einzelligen Diatomeen und die riesenhaften Fucoideen des Ozeans — so geht dies hieraus schon zur Genüge hervor. Innerhalb dieser Grenzen finden wir die zahlreichen Formen jener bald fadenförmigen, bald breit hautartigen, oder krustenförmigen, schleimigen, gallertartigen und steinartigen Algen.

Jede dieser angeführten Formverschiedenheiten erfordert auch eine besondere Präparationsmethode.

Wenn ich, dem Vorgange J. Naves folgend, bei

der Besprechung der einzelnen Abteilungen von der systematischen Einteilung abweiche und das habituell Gleiche mit Gleichem vereinige, so geschieht dies zu dem Zwecke, um die sonst unvermeidlichen Wiederholungen so viel wie möglich zu umgehen.

Beginnen wir mit den Diatomaceen.

Die Diatomaceen sind einzellige Algen, welche selten zu bandförmigen oder durch ausgeschiedenen Schleim verbundenen Familien vereinigt sind. Die Zellhaut verkieselt (Kieselalgen) und besteht aus zwei von einander trennbaren Hälften, von denen die eine über die andere weggreift, ähnlich wie der Deckel einer Schachtel über den unteren Teil derselben. Sie enthalten in ihren Zellen einen charakteristischen Farbstoff, ein Gemenge von Chlorophyll und Diatomin oder Phycoxanthin.

Die Verbreitung der Diatomaceen ist unermesslich. Wohl in jeder, selbst der kleinsten Wasseransammlung, findet man ihre Vertreter. Je nach der chemischen Beschaffenheit des Wassers wechseln die Formen. So sind dem salzigen Wasser des Meeres, dem brackigen Wasser und dem süssen unserer Landseen und Flüsse charakteristische Arten eigentümlich. Sehr häufig finden sich ferner Diatomaceen an vom Wasser berieselten Mauern und Steinwänden, an feuchten Felsen und Bergabhängen, in den Polstern der Moose oder in den Lagern anderer Algengattungen.

Die verkieselte Zellhaut, der Kieselpanzer, der Diatomaceen ist unverweslich. Jahrtausende gehen an ihm spurlos vorüber. Die Struktur der Wandungen erleidet keine Veränderung. Durch diese Eigentümlichkeit erlangen die Diatomaceen eine hohe geologische Bedeutung. Jene fossilen Diatomeenlager sind ein sprechendes Zeugnis. Nament-

lich kommen Diatomaceen in solchem Boden vor, der Ueberschwemmungen ausgesetzt ist. So ist z. B. die Ackererde längs des Nils so reich an diesen Organismen, dass man in jedem Pröbchen einige Kieselpanzer nachweisen kann. Der Schlamm der Häfen von Wismar, Cuxhafen und Pillau besteht bis zu 1/4, ja zur Hälfte aus Diatomeenschalen. Durch solche im Laufe der Jahrtausende stattfindenden Ablagerungen wird es erklärlich, dass diese Wesen Felsen, ja grosse, mächtige Gebirgslager erzeugen können. Längst bekannt ist, dass der Tripel von Bilin in Böhmen und Isle de France, da Bergmehl von Lappland, Skandinavien und Santa Fiora in Toscana zum grössten Teil aus Diatomaceenschalen gebildet sind. Diatomeenlager sind aus den meisten Ländern Europas bekannt geworden. Zu den grössten gehören die Lager in der Lüneburger Heide, in den Spree- und Havelniederungen, in und bei Berlin, bei Königsberg i. Pr., Dormblitten Zittau, Franzensbad u. s. w. — Im Guano sind mannigfache Arten entdeckt worden. Die Kreidefelsen und Feuersteine Griechenlands und des nördlichen Afrika enthalten Diatomaceen. Auch im Bernstein sind sie nachgewiesen worden.

Die meisten lebenden Diatomaceen kommen in seichten Gewässern vor, jedoch sind auch Arten aus bedeutenden Tiefen der Meere heraufgezogen worden. Sie überziehen den Bodenschlamm, ins Wasser gefallene Blätter, Steine, unter Wasser befindliche Pflanzenteile mit einer meist rotbraunen Schicht. Sehr oft reissen diese Lager ab und schwimmen in grösseren oder kleineren Flocken auf der Oberfläche stagnierender Gewässer. Die zwischen Moosen und Fadenalgen lebenden Arten werden samt diesen eingesammelt. Man darf jedoch den

betreffenden Rasen nicht stark ausdrücken, weil dadurch die meisten Diatomaceen zugleich mit dem abfliessenden Wasser entfernt werden. Zu Hause wäscht man diese Moos- oder Algenpolster tüchtig aus, lässt die Diatomeen sich zu Boden setzen und giesst dann das Wasser ab. Um aus Oscillarien-Rasen, welche gern von Diatomeen bewohnt werden, reines Material zu erhalten, kocht man in einem Porzellanschälchen den Rasen mit starker Salz- oder Salpetersäure. Dadurch werden die sonst unvermeidlichen Bruchstücke der Oscillarien zerstört und es bleiben nur die Kieselpanzer der Diatomeen übrig. Findet sich Sand zwischen denselben, so wird derselbe durch Schlämmen entfernt. Ebenso muss auch die den Schalen anhaftende Säure entfernt werden. Man bringt die Diatomaceen in ein Gefäss mit destilliertem Wasser und schüttelt sie tüchtig um. Nachdem sich die Schalen gesetzt haben, wird das Wasser vorsichtig abgegossen. Diese Prozedur wird so oft wiederholt, bis in das Wasser getauchtes Lackmuspapier sich nicht mehr rötet, ein Zeichen, dass keine Spur von Säuren mehr vorhanden ist.

Selten wird man die auf Schlamm vegetierenden Diatomaceen rein einsammeln können; der rotbraune Ueberzug des Schlammes wird mit einem Löffel abgehoben, etwa auf der Oberfläche des Wassers schwimmende, losgelöste Schlammflocken werden aufgefangen und mit ersterem in einer Flasche transportiert. Um nun diese Diatomaceen rein zu erhalten, d. h. sie von den beigemengten erdigen Bestandteilen zu befreien, ist es nötig, dieselben zu schlämmen. Die ganze Schlammmasse wird in einem grösseren, mit Wasser gefüllten Gefässe tüchtig durchgerührt und dann so lange ruhig

stehen gelassen, bis die gröbsten Beimengungen — Sandkörner — zu Boden gesunken sind. Die viel leichteren Diatomaceen schwimmen noch alle im Wasser. Letzteres wird nun in ein zweites Gefäss gegossen. Nach kurzer Zeit giesst man die Flüssigkeit in ein drittes Gefäss und fährt so fort. Da die einzelnen Diatomaceenarten verschieden schwer sind, so sind durch dies wiederholte Umgiessen auch die grösseren und zugleich schwereren von den leichteren Arten geschieden. Der Bodensatz der einzelnen Gefässe wird nun unter dem Mikroskop geprüft. Um die Sandkörner zu entfernen, bringt man den Bodensatz in ein Wasserglas und giesst etwa 1 cm hoch Wasser darauf. Nach mehreren Minuten haben sich Sandkörner und Diatomaceen zu Boden gesetzt. Man ergreift nun das Glas, führt es auf der Tischplatte schnell im Kreise herum, so dass die Flüssigkeit in rotierende Bewegung versetzt wird. Die schwereren Sandkörner rollen am Grunde des Gefässes, während die leichten Diatomaceen emporgerissen werden. Nun giesst man das Wasser schnell in ein zweites Gefäss. Durch Wiederholung dieser Manipulation lassen sich fast sämtliche Diatomaceen herauswaschen. Um reines Material von lebenden Diatomaceen zu erhalten, empfiehlt sich auch folgende Methode. Man breitet den sie enthaltenden Schlamm auf einem flachen Teller aus, bedeckt letzteren mit einem Stück dünner, weisser Leinwand und stellt ihn ins Licht. Die Diatomaceen sammeln sich nach einiger Zeit auf der Oberfläche und können so bequem abgeschöpft werden. Diese Methode ist jedoch nicht für alle Arten anwendbar.

Die verschiedene Schwere der Arten gibt ein gutes Mittel, die einzelnen Arten zu sondern. Munro

empfiehlt, die gereinigten Diatomaceen in eine etwa 1 m lange und 1 cm weite, unten durch eine Vorrichtung verschliessbare Glasröhre zu bringen. Nach ungefähr einer Minute lässt man die unterste Wasserschichte abfliessen, nach etwa drei Minuten eine neue und so fort in immer längeren Intervallen, bis das ganze Wasser abgelassen ist. Natürlich hat man jede Wassermenge in ein besonderes Gefäss fliessen lassen. Die schwersten Arten, welche innerhalb einer Minute zu Boden sinken konnten, werden sich nun in dem ersten Gefässe befinden, in dem zweiten die nächst schwereren u. s. w. Hat man Material von toten Diatomaceen, so zerteilt man dasselbe fein in Wasser, schüttelt es tüchtig durch und lässt es stehen. Die lufthaltigen Schalen werden längere Zeit von dem Wasser getragen — während die Beimengungen zu Boden sinken — und können abgegossen werden. Durch wiederholtes, vorsichtiges Schlämmen wird die weitere Reinigung des Materials erzielt.

Um die organische Substanz der Diatomaceen zu entfernen, kocht man sie in einem Porzellanschälchen mit englischer Schwefelsäure und doppeltchromsaurem Kali, indem man das angefeuchtete Material mit Schwefelsäure übergiesst und so lange kleine Mengen des Kali zufügt, bis kein Aufschäumen mehr erfolgt. Hierauf wird das Material durch Wasser von den Reagentien befreit. Ist etwa noch Sand den Diatomaceen anhaftend, so wird derselbe durch Schlämmen entfernt. Von flockigen Massen befreit man die Schalen am besten durch Kochen mit Seifen- oder Ammoniakwasser.

Das so gewonnene reine Material wird bis zur Herstellung des Präparates in Weingeist oder in mit Karbolsäure versetztem Wasser aufbewahrt.

Trockenpräparate für die Präparatensammlung stellt man her, indem man einen Tropfen dieser Flüssigkeit mit einem Pinsel auf den Objektträger oder besser auf das Deckglas bringt. Um die Schalen vor Druck zu schützen, empfiehlt es sich, mit einem Pinsel auf den Objektträger einen dem Deckglas entsprechenden Rahmen von recht dickflüssigem schwarzen Maskenlack (Nr. 3) zu ziehen. Später kann der vollständige Verschluss des Präparats mit demselben Lack vollzogen werden. Hat man Glycerinpräparate, so ist als Verschlussmittel Kanadabalsam anzuwenden.

Um Herbarpräparate herzustellen, wird die die Diatomaceen enthaltende Flüssigkeit auf Glimmerblättchen aufgetragen.

Die fertigen Glimmer-Präparate werden in Papier-Konvolute eingeschlossen. Dem Konvolut ist eine solche Form zu geben, dass sich die Glimmerblättchen oder Glastafeln nicht verschieben können. Durch die sonst unvermeidliche Reibung würde das Präparat beschädigt werden.

Solche Konvolute sind sehr leicht hergestellt. Man verfertigt Papierstreifen nach Figur 7, legt das Glimmerblättchen auf den gleich grossen Teil des Papiers 1, biegt diesen auf 2 und beide auf 3 über; die Seitenteile 4 werden ebenfalls auf 3 übergebogen; oder man nimmt ein viereckiges Stück (Fig. 7), legt das Präparat auf die Mitte des Abschnittes 1, biegt diesen auch auf 2 und beide auf 3 über; die freibleibenden Seiten werden schräge übergebogen, so dass das fertige Konvolut die Fig. 9 zeigt. Abschnitt 4 dient zum Aufkleben der Etikette.

Den Diatomaceen schliessen sich in Bezug auf Lebensweise, Vorkommen und Präparation die Desmidieen an.

Es sind dies oft sehr zierliche Organismen. Die Zellen sind stets symmetrisch, häufig in der Mitte eingeschnürt, einzeln oder zu einfachen Fäden verbunden. Der Zellinhalt besteht aus Chlorophyll.

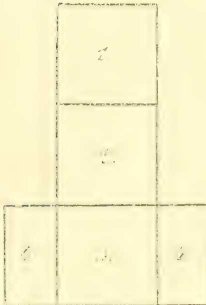


Fig. 7.

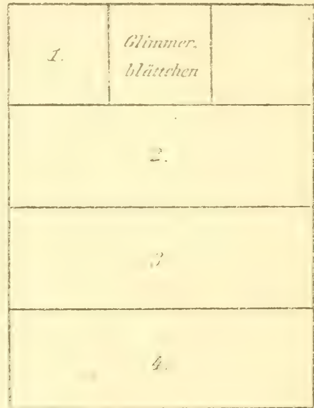


Fig. 8.

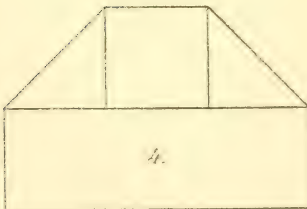


Fig. 9.

Die Desmidieen sind Bewohner der stehenden süssen Gewässer, der Teiche, Sümpfe und Gräben. Vorzüglich finden sie sich in grosser Menge und Mannigfaltigkeit in den Wasseransammlungen der Torfstiche und Moore. Im Herbst erreichen diese Pflänzchen den Höhepunkt ihrer Entwickelung. Man trifft dann nicht selten auf Wasseransammlungen, auf deren Grund die Desmidieen eine ausgebreitete,

grüne Schicht bilden. Diese sucht man mit einem Löffel vorsichtig abzuheben. Oft erhält man dann die Art rein, ohne jegliche Beimengungen. Die von Desmidieen bewohnten Sphagnum-Polster sind leicht zu erkennen; sie sind mit einem grünlichen Schleim bedeckt und fühlen sich etwas klebrig an. Beim Einsammeln darf man die Sphagneen nicht ausdrücken, weil sonst zugleich mit dem abfliessenden Wasser die meisten Desmidieen entfernt werden. Zu Hause wäscht man die Algen von den Sphagneen ab. Nach einiger Zeit setzen sich die ersteren am Boden und an den Wänden des Glases ab und können nun mit einem Pinsel auf Glimmerblättchen übertragen werden.

Will man ein solches Trockenpräparat unter dem Mikroskope betrachten, so muss dasselbe angefeuchtet werden. Dies lässt sich am besten durch mehrmaliges Anhauchen bewerkstelligen. Dadurch setzt sich so viel Feuchtigkeit ab, dass die Desmidieen anquellen. Das Objekt wird nun mit einem Deckgläschen bedeckt und unter das Mikroskop gebracht. Ohne Anwendung des Deckglases beschlagen die Linsen des Objektivs und geben ein schlechtes Bild.

Für Dauerpräparate empfiehlt sich als Einbettungsflüssigkeit folgende Mischung: 3 Teile Alkohol, 2 Teile destilliertes Wasser und 1 Teil Glycerin. Die Methode selbst ist schon oben (bei den Pilzen) näher angegeben.

Die Protococcoideen erinnern durch ihre äussere Erscheinung an die Desmidieen. Der Zellinhalt ist chlorophyllgrün, sehr selten rotgelb oder braun, jedoch niemals blaugrün. Die Membran ist weich, nicht verkieselt. — Hierher gehören die Volvocaceen, Protococcaceen und Palmellaceen. Sie werden auf dieselbe Weise wie die Desmidieen präpariert.

Die sogenannte „Wasserblüte“ wird von Vertretern der Familie der Schizophyceen gebildet. Hierher gehören Polycystis, Anabaena, Aphanizomenon etc. Die Zellen enthalten Phycochrom und sind sehr verschieden gefärbt, blaugrün, blau, rot, violett, orangegelb, aber niemals chlorophyllgrün. Diese Algen müssen sogleich an Ort und Stelle auf Papier aufgefangen werden; sie trocknen sehr schnell.

Zu den Schizophyceen gehören ferner eine Anzahl schleimiger und gallertartiger Algen, welche häufig blasige Hüllen oder Scheiden bilden. Man findet sie in stagnierenden Gewässern, auf feuchtem Erdboden, gern zwischen Moosen und an nassen Felsen.

Solche Gallertmassen legt man auf Papier und lässt sie an der Luft antrocknen. Bei späterer Untersuchung feuchtet man sie an, wodurch sie meist vollkommen wieder aufquellen. Hierher sind die Rivulariaceen und Nostocaceen zu stellen.

Eine eigene Behandlung erfordert die Gattung Oscillaria. Die Arten derselben bilden auf Schlamm spangrüne, stahlblaue oder auch braune Überzüge; bei höherem Wasserstande reissen oft solche Massen ab und schwimmen als Flocken auf der Oberfläche des Wassers. Die eingesammelten Massen bringt man zu Hause auf einen tiefen Teller, giesst weiches Wasser darauf und stellt denselben in helles Licht. Die Oscillarien kriechen bald aus dem Schlamme hervor, sammeln sich an der Oberfläche und können nun in beliebig grossen Stücken abgeschöpft werden. Brunnenwasser tötet die Oscillarien schon nach kurzer Zeit.

Um nun gute Präparate zu erhalten, teilt man einen halben Bogen recht starkes, weisses Papier in acht Vierecke, befestigt denselben mit Nadeln

auf einem Brette und legt in die Mitte jedes Vierecks ein etwa bohnengrosses Stück des reinen Oscillaria-Rasens. Nun giesst man auf jedes Algenstück ungefähr einen halben Theelöffel voll weiches Wasser, breitet dasselbe kreisförmig aus und stellt dann das Brett an einen hellen Ort. Gar bald treten aus dem Oscillaria-Rasen strahlenartige Fäden hervor, welche sich bis an den Rand des Wassers ausbreiten. Das Wasser verdunstet allmählich und die Alge haftet mit ihrem Strahlenkranze fest auf dem Papier. Die Oscillaria-Fäden sind sehr zerbrechlich; würde man den Bogen frei, ohne ihn zu befestigen, hinlegen, so verkrümmt derselbe stark und beim Geradebiegen springen die Algen ab.

Um von Schizophyceen reines Material zur entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung zu erhalten, bedient man sich sogenannter Fangapparate. Die fadenförmigen Schizophyceen kriechen gern in abgestorbene Zellen von Wasserpflanzen, z. B. von Lemna, Utricularia etc. oder auch in die Gehäuse von Protoceen und mikroskopischen Krebsen (Cypris-Arten). Meist wandert je ein Faden in eine Zelle ein.

Die Schizophyceen haben die Eigenschaft, an den Wandungen der Gefässe über die Wassergrenze emporzukriechen. Schöpft man nun Material aus solcher Gegend, so darf man fast sicher annehmen, die Alge unvermischt zu erhalten. Dieses Material überträgt man nun in Gefässe, welche ausgekochtes Brunnen- oder Sumpfwasser mit den Nährstofflösungen enthalten und setzt dann die erwähnten Fangapparate zu.

Die Präparation der eigentlichen Fadenalgen, z. B. der Confervaceen, Cladophoreen u. s. w. geschieht folgendermassen:

Man bringt den grösseren Algenrasen in eine

Schüssel mit Wasser, reinigt denselben von allen Beimengungen und teilt ihn in so viele Portionen, als man Präparate anfertigen will. Diese kleinen Stücke legt man in ein zweites Gefäss mit reinem Wasser. Man lockert nun den kleinen Rasen so, dass nirgends Klumpen oder Knoten vorhanden sind, schiebt unter denselben ein entsprechend grosses Stück weisses, starkes Schreibpapier, hält mit der einen Hand die Alge auf dem Papier fest und zieht letzteres langsam aus dem Wasser hervor. Die Algenfäden haften an dem Papier fest. Das Wasser lässt man von dem Papier gut ablaufen und legt die Papierstücke dann frei auf Fliesspapier, bis sie fast trocken sind. Dann bringt man sie in die Pflanzenpresse. Um das Ankleben der Algen an dem Fliesspapier zu verhindern, bedeckt man dieselben mit einem Stück Stearinpapier.

Solches Stearinpapier ist sehr leicht herzustellen. Man überstreut einen halben Bogen Papier mit fein zerteilten Stearinabfällen, legt einen zweiten Bogen darüber, streut darauf wieder Stearin und fährt so fort, bis etwa 5—6 Bogen übereinanderliegen. Durch Überstreichen mit einem recht heissen Plätteisen schmilzt das Stearin und dringt in die Poren des Papiers, wodurch dieses ziemlich wasserdicht wird.

Zygnemaceen nehmen beim Trocknen stets eine bräunliche oder schwärzliche Färbung an. Für die Untersuchung der Fadenalgen sind nur fruktifizierende Arten tauglich. Sterile Vaucherien lassen sich z. B. absolut nicht bestimmen.

Eine Anzahl Algen wachsen krustenförmig auf Pflanzenteilen, Rinden, Felsen etc. und bilden auf dem Substrat sammetartige oder filzige Überzüge, so z. B. Chroolepus, Gongrosira u. a. Diese darf man nicht abschaben, sondern muss sie samt dem Substrat

einsammeln. (Man vergleiche das Einsammeln der krustenförmigen Steinflechten).

Chroolepus verändert beim Trocknen stets die Farbe, alle Arten haben Veilchengeruch. Es erübrigt uns noch, einen Blick auf jene farbenprächtigen, formenreichen Florideen und Fucoideen zu werfen. Mit nur wenigen Ausnahmen gehören dieselben dem Meere an. Begleiten wir den Algologen an den Strand des Meeres. Dort breitet er sich aus vor unsern Augen, der majestätische Ozean, in seiner Ruhe ein Bild der Unendlichkeit, in seinem Wellenspiel ein Bild leichter Beweglichkeit, wildempörter Naturkräfte. Wie vertieft sich so gern das Auge in das Spiel der Wellen, unermüdet lauscht das Ohr dem Donner der Brandung. Wie sie kommt, die Flut, brausend ihre Wogenmassen dem Lande entgegenwälzend, gleichsam als wolle sie in ihren unergründlichen Schoss die Erde versenken, wie sie geht, langsam, immer weiter und weiter den Meeresgrund mit all seinen Wundern dem Auge des Menschen enthüllend. Hier ist die Heimat jener Algen, In den vielfachsten Schattierungen von Grün, Violett. Purpur und Rot bieten sie sich dar. Im allgemeinen kann man annehmen, dass das Grün in den Polargegenden, die Olivenfarbe unter den Tropen, das Rot in den gemässigten Zonen vorherrscht. Bald finden wir die Algen breit blattartig, wellig oder glatt, bald einfach, ganzrandig, bald seltsam durchlöchert, mit zierlich ausgeschweiftem Blattrande, bald vielfach zerteilt, gefiedert, haarförmig oder fadenförmig.

Wer vermöchte den Formen- und Farbenreichtum wiederzugeben, den die Gattungen Delesseria, Polysiphonia, Dasya, Ulva, Halimeda, Bryopsis, Callithamnion, Thallassiophyllum u. a. zeigen! Das Auge

kann sich nicht satt schauen an diesen herrlichen Gebilden der Natur. Welch ein Schmuck der Mappe des Algologen!

Mehr als bei allen andern Algen muss den Meeresalgen bei der Präparation der natürliche Habitus erhalten bleiben. Nicht selten lassen sich Dilettanten verleiten, das Präparat durch Abschneiden irgend eines Zweiges, durch Einzwingen in eine gewisse Stellung, nach ihrer Ansicht zu verschönern. Solches Präparat ist dann wohl ein niedliches Bildchen, aber nie und nimmer ein naturwahres Bild der Pflanze.

Die Meeresalgen lassen sich frisch oder aufgetrocknet präparieren. Wem also nicht Gelegenheit geboten ist, am Strande selbst die Algen zu sammeln und sogleich an Ort und Stelle zu präparieren, der muss sich das nötige Rohmaterial — vorläufig aufgetrocknet — zu verschaffen suchen. Die frisch gesammelten Algen werden einfach in Salzwasser auf Papier aufgezogen und getrocknet. In vielen Fällen giebt solch getrocknetes Rohmaterial bessere Präparate als frisch gesammelte Algen. Manche Gattungen, wie Aglaophyllum, Callithamnion, Polysiphonia u. a. sondern frisch einen Teil des Farbstoffes aus und beflecken das Papier. Wrangelia wird bei Behandlung mit süssem Wasser sofort schwarz.

Die vorläufig getrocknete Alge legt man in eine Schüssel mit reinem Wasser. Nach einiger Zeit löst sich die Alge von dem Papier, so dass sie unbeschädigt abgenommen werden kann. Hierauf drückt und knetet man die Algenmasse mit den Fingern, bis sich die zusammengeklebten Fäden gelöst haben und sich leicht von einander trennen lassen. Mit einer gewöhnlichen Stricknadel breitet

man nun die Stämmchen und Äste auseinander. Bei dieser Manipulation wird auch ersichtlich, ob man ein Individuum oder mehrere vor sich hat. Von grossen Arten nimmt man zu jedem Präparat ein Individuum, von kleineren, gesellschaftlich wachsenden mehrere. Nun schiebt man ein entsprechend grosses Stück weisses, recht starkes und gut geleimtes Schreibpapier unter die Alge, hält dieselbe mit dem Wurzelende auf dem Papier fest und verteilt mit der Stricknadel die Hauptstämme und Äste über die Papierfläche. Allmählich fortschreitend zieht man hierbei das Papier mit der Alge aus dem Wasser heraus. Die feinsten Verzweigungen der Bryopsis-, Callithamnion-, Ceramium-, Polysiphonia-Arten breiten sich jedoch selten gut aus. Man bringt desshalb mit einem weichen Pinsel einen recht grossen Tropfen Wasser auf die zusammenklebenden Ästchen. Das Wasser hebt dieselben empor und breitet sie aus. Mit einer kleinen Glasspritze, die man in jeder Glashandlung sehr billig kauft, saugt man nun das Wasser so viel wie möglich auf. Die Ästchen liegen schön ausgebreitet auf dem Papier. Den Rest des Wassers lässt man verdunsten. Bevor die Alge trocken ist, wird sie in die Pflanzenpresse gebracht und völlig getrocknet. Damit die Algen an dem Fliesspapier nicht ankleben, bedeckt man sie mit dem schon erwähnten Stearinpapier.

Die blattartigen Laminarien trocknet man wie Phanerogamen in Fliesspapier und befestigt sie dann auf weissem Schreibpapier. Sollten kleine Papierfragmente an der Alge kleben, so betupft man diese mit Wasser und entfernt sie dann leicht mit einem Radiermesser.

Die kalkführenden Algen (Corallineen) müssen vor der Untersuchung so lange in verdünnte Salz-

säure gelegt werden, bis der Kalk aufgelöst ist. Die gemachten Schnitte werden durch Ausspülen in destilliertem Wasser von der anhaftenden Säure entfernt.

Litteratur.

Agardh, C. A., Systema Algarum. Lund 1824.
— Icones Algarum europaearum. Leipzig 1828—1835.
Agardh, J. G., Species, genera et ordines Algarum. Lund 1848—1876.
Dodel-Port, A., Illustriertes Pflanzenleben. Zürich 1883.
Grunow, A., Die österreichischen Diatomaceen. Wien 1862.
Hauck, F., Die Meeresalgen. Band II. von Rabenhorst, Kryptogamenflora. Leipzig 1882—84.
Kirchner, O., Algenflora von Schlesien. Breslau 1878.
Kützing, F. T., Die kieselschaligen Bacillarien oder Diatomeen. Nordhausen 1844.
— Phycologia germanica. Nordhausen 1845.
— Tabulae phycologicae. 19 Vol. Nordhausen 1845—1869.
— Species Algarum. Lipsiae 1849.
Rabenhorst, L., Flora europaea algarum aquae dulcis et submarinae. III Vol. Lipsiae 1864—1868.
— Kryptogamenflora von Sachsen, der Oberlausitz etc. Leipzig 1853.
— Die Süsswasser-Diatomaceen. Leipzig 1853.
Schmidt, A., Atlas der Diatomaceenkunde. Aschersleben 1874—82.
Wollny, R., Die Meeresalgen von Helgoland. Dresden 1880.

Exsiccaten-Sammlungen.

Areschoüg, J. E., Algae Scandinavicae exsiccatae. Ser. Nov. Fasc. I—VIII. Upsaliae.

Crouan, H. M. et P. L., Algues marines du Finistère. Brest 1852.

Desmazières, J. B. H. J., Plantes cryptogames de France. 1. Ser. Nr. 1—2200.

Erbario crittogamico italiano. Genova-Milano 1868—82.

Hohenacker, R. F., Algae marinae exsiccatae. 6 Centurien. Kirchheim 1851—62.

Jürgens, G. H. B., Algae aquaticae etc. Dec. 1—20. Jever 1816—22.

Le Jolis, A., Algues marines de Cherbourg.

Rabenhorst, L., Die Algen Sachsens. Dec. 1—100. Dresden 1848—60.

— Die Algen Europas. Dec. 1—259. Dresden 1861—79.

Richter, P., et Hauck, F., Phycotheca universalis. Leipzig 1885.

Wittrock, V. B. et Nordstedt, O., Algae aquae dulcis exsiccatae etc. Fasc. 1—14. Upsala 1877—84.

IV. Die Armleuchtergewächse (Characeen).

Die habituell an höher stehende Gewächse erinnernden Characeen schliessen sich in ihrem Bau eng den Algen an und wurden deshalb früher einfach zu denselben gezählt; durch die Bildung eines Vorkeims und den Bau der Spermatozoiden stimmen sie andererseits mit den Moosen überein. Trotz ihrer weiten Verbreitung über den ganzen Erdball sind die Characeen doch morphologisch eng begrenzt und selbst dem ungeübten Blicke in allen ihren Formen leicht erkennbar.

Die kleine Familie besteht aus fünf Gattungen, die sich in die beiden Unterfamilien Nitelleae und Chareae gruppieren. Zu ersterer gehören die Gattungen Nitella und Tolypella. Dieselbe wird charakterisiert durch stetes Fehlen der Berindung des Stengels und der Blätter und das zehnzellige, aus zwei übereinanderliegenden, fünfzelligen Kreisen gebildete Krönchen des Samens. Letztere Gruppe — Chareae — umfasst die Gattungen Lamprothamnus, Lychnothamnus und Chara. Die Arten derselben sind teils berindet, teils unberindet. Das Krönchen des Samens besteht nur aus einem fünfzelligen Kreise.

Fast alle Arten zeigen einen ausserordentlichen Formenreichtum, der Veranlassung gab zur Aufstellung einer grossen Anzahl unhaltbarer Arten. Den Forschungen A. Brauns, v. Leonhardis, Nordstedts u. a. blieb es vorbehalten, dieselben auf das richtige Mass zurückzuführen.

Die Characeen bewohnen Seen, Teiche, Gräben, Torflöcher, Sümpfe, Lehmlachen u. s. w., seltener findet man sie in schnell fliessenden Gewässern.

Sie treten gewöhnlich am Rande der Gewässer auf, bis zu einer Tiefe von 1—2 m. Doch kommen sie auch in beträchtlicherer Tiefe vor. So wurde die seltene Chara dissoluta A. Br. in dem Neuenburger See von Bulnheim aus einer Tiefe von ca. 18 m hervorgezogen. Viele Arten lieben schwach salziges Wasser (Brackwasser), einige wachsen selbst im Meere.

Beim Sammeln der Characeen durchsuche man Schritt vor Schritt die von ihnen bewohnten Lokalitäten; bei der grossen habituellen Ähnlichkeit der Arten wird man sonst leicht irgend eine oder die andere Art übersehen. So wächst z. B. Ch. jubata A. Br. gern nesterweise zwischen den Rasen der Ch. foetida A. Br. und Ch. contraria A. Br.; Ch. tenuispina liebt die Gesellschaft von Ch. foetida und Ch. fragilis Desv.

Oft wird man erst durch Bruchstücke in eingesammelten, getrockneten Rasen auf das Vorkommen anderer Arten aufmerksam gemacht. Die so zierlichen kleinen Nitella-Arten — N. tenuissima und N. batrachosperma — sind oft ganz im Schlamm versteckt und erfordern daher eine sehr genaue Untersuchung der geeigneten Lokalitäten. Da bei einigen Arten die charakteristischen Merkmale in trockenem Zustande oft deutlicher hervortreten, so beachte man jede auch noch so geringfügig erscheinende Abweichung im Habitus der Pflanze, nehme von jeder Lokalität, jeder Form Exemplare mit nach Hause. Oft wird man da durch eine neue Art oder Form freudig überrascht werden.

Die meisten Charen kommen in inkrustiertem Zustande vor; sie besitzen eben das Vermögen, Kalk aus dem Wasser auszuscheiden und sich damit zu bedecken. Hierdurch wird aber eine grosse

Brüchigkeit aller Teile der Pflanze hervorgerufen, welche bei getrockneten Exemplaren in noch höherem Masse auftritt. Der Sammler wird also immer mit grosser Vorsicht verfahren müssen, wenn er gute, unverletzte Exemplare erhalten will.

Die Characeen sind entweder diöcisch oder monöcisch. Bei ersteren treten die männlichen und weiblichen Fortpflanzungsorgane — Antheridien und Archegonien — auf derselben Pflanze auf, bei letzterer sind sie auf verschiedene Individuen verteilt. Man muss sogleich an Ort und Stelle sich über diesen Punkt Klarheit verschaffen. Hat man eine monöcische Art gesammelt, so suche man in der Nähe nach, ob nicht auch die Pflanzen des entgegengesetzten Geschlechts vorkommen. Die kleinen roten Antheridienkügelchen fallen sehr leicht ins Auge. Sie verleihen der Pflanze oft ein sehr zierliches Aussehen. Ferner achte man gleich beim Einsammeln darauf, ob die Fruktifikationsorgane mit einer Gallerthülle bedeckt sind. Es ist dies ein wichtiger Punkt beim Bestimmen der Nitella-Arten, in trockenem Zustande ist diese Gallerthülle sehr schwer nachzuweisen, und sind dann einzelne Arten kaum sicher zu bestimmen.

Einige Arten tragen an ihren untern, im Schlamme versteckten Teilen sehr charakteristische, weisse, Stärkemehl enthaltende Knöllchen — Bulbillen. Es ist also entschieden zu verwerfen, die Pflanze einfach abzureissen, stets muss man sie behutsam aus dem Boden hervorzuheben suchen, um die untern Teile auf die angeführten Bulbillen zu untersuchen. Chara stelligera verdankt ihren Namen diesen zierlichen, sternförmigen Knöllchen.

Beim Sammeln jeder Art naturwissenschaftlicher Objekte gilt als Grundbedingung: instruktive und

vollständige Exemplare zu erhalten. Wie schon erwähnt, zeichnen sich die Characeen durch grosse Zerbrechlichkeit aus. Es ist also schon beim Herausheben aus dem Wasser darauf zu achten, dass die einzelnen Pflanzen nicht durcheinandergewirrt und verwickelt werden, sie müssen vielmehr so zu liegen kommen, dass sie leicht von einander abgehoben werden können. Dies gelingt am besten, wenn man die Pflanzen mit der Hand selbst herausholen kann. Erfasst man die Pflanze an den oberen Teilen, so

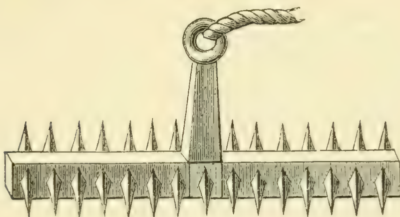


Fig. 10.

erhält man fast stets Bruchstücke; es ist daher nötig, die Pflanzen möglichst an den Wurzelenden zu ergreifen; man umspannt ein Büschel derselben, zieht es langsam heraus, so dass ein Umbiegen und Verwirren der einzelnen Individuen vermieden wird. Bei Arten, die in tieferem Wasser wachsen, scheue man selbst ein Bad nicht, um gute Exemplare zu erhalten. Die angewandte Mühe wird reichlich belohnt. Ist jedoch die Jahreszeit zum Baden nicht angemessen, oder sind andere Ursachen diesem hinderlich, so muss man sich schon nach andern Hilfsmitteln umsehen. Als Notbehelf könnte ein an einer langen Stange befestigter Haken dienen. Bessere Dienste leistet der von Caspary empfohlene

Rechen, den man sich vom Schmied nach vorstehender Zeichnung aus Eisen anfertigen lässt. An der Öse des Stieles befestigt man die Leine. Der ganze Apparat wiegt ungefähr 1—1½ Kilo. — Man wirft den Rechen in das Wasser und zieht ihn mit der Leine zurück. Vermöge seiner Schwere schleift derselbe am Grunde des Wassers, an den Zähnen bleiben die abgerissenen Charen hängen. Hat man einen Kahn zur Verfügung, so fährt man langsam über die mit Charen bewachsene Stelle hin, den ausgeworfenen Rechen an der Leine nach sich ziehend. Sobald man spürt, dass sich an dem Rechen Pflanzen angesetzt haben, zieht man ihn mit denselben empor. Ein Teil der so gewonnenen Charen ist freilich stets unbrauchbar, doch wird man immer noch hinreichend gute Exemplare erhalten.

Lassen sich in einem grösseren See vom Ufer aus keine Characeen entdecken, so gebe man noch nicht ohne weiteres die Untersuchung auf. Man achte auf die am Ufer liegenden, ausgeworfenen Pflanzenreste, oft wird man unter denselben Bruchstücke von Characeen finden und so auf die Anwesenheit dieser Gewächse aufmerksam gemacht werden.

Um nun die Characeen fürs Herbarium zu präparieren, teilt man den grösseren Rasen in mehrere kleinere Partieen und hebt von diesen bei grösseren Arten die einzelnen Individuen vorsichtig ab. Dies geschieht am besten ausser dem Wasser. Die einzelnen Exemplare legt man in ein flaches Gefäss, eine grössere Schüssel mit Wasser, schiebt unter dieselben ein entsprechend grosses Stück recht starken, weissen Papiers, hält die Pflanze mit dem Wurzelende an dem Papier fest und zieht letzteres

langsam aus dem Wasser. Die Mehrzahl der Äste und Blätter der Pflanze breiten sich hierbei auf dem Papier aus und legen sich an dasselbe an. Wo dies nicht der Fall ist, oder wo diese Teile zu dicht aufeinander liegen, hilft man mit einer stumpfen Stricknadel nach. Das an dem Papier haftende Wasser lässt man nun möglichst ablaufen und legt es frei auf eine Lage Löschpapier. Man wartet nun einige Zeit, bis die Pflanze etwas abgetrocknet ist, legt dann auf dieselbe ein gleich grosses Stück Stearinpapier, darauf wieder eine Lage Löschpapier und so fort, bis man den ganzen Vorrat präpariert hat. Hierauf wird der ganze Stoss in die Pflanzenpresse gebracht, doch wende man nicht zu starken Druck an. Nach wenigen Stunden ersetzt man das nasse Papier durch neue, trockene Lagen. Beim Umlegen darf man das Stearinpapier nicht abnehmen, da die Pflanze gern an demselben anzukleben pflegt; ist dieselbe völlig trocken, so springt das Stearinpapier von selbst ab. Die Characee sitzt nun gewöhnlich an der Papierunterlage fest, wo dies, wie bei einigen sehr dickstengligen Arten nicht der Fall ist, hilft man mit einer schwachen Gelatinelösung (Gummi arabicum) nach.

Beim Einrangieren in das Herbarium häufe man in den einzelnen Herbariumbogen die Exemplare nicht aufeinander. Sie zerbrechen sonst sehr leicht.

Zum Bestimmen der Characeen genügt meist eine gute Lupe; in einigen Fällen wird man aber auch das Mikroskop zu Hilfe nehmen müssen. Bei den Nitelleen achte man auf das Verhalten der Fruktifikationsorgane — ob diöcisch oder monöcisch —, ferner auf die Teilung der Blätter, die gallertartige Umhüllung der Antheridien und Sporangien und die Farbe und Grösse des Fruchtkerns.

Die Characeen erfordern eine Untersuchung des unter den Blattquirlen sich befindenden Stipularkranzes, der Berindungsverhältnisse des Stengels und der Blätter und der Zahl und Anordnung der Rindenröhrchen, der den Stengel bekleidenden Stacheln, des Blütenstandes und der Frucht. Manche Formen sind so stark mit Kalk inkrustiert, dass die Rindenschicht völlig verdeckt wird. Man taucht dieselben in verdünnte Salzsäure, wodurch die Kalkschicht aufgelöst wird.

Von hohem morphologischen Interesse sind die Characeen dadurch, dass man bei ihnen — besonders bei den Nitellen — die Rotation des Zellinhalts, des Protoplasmas, am besten beobachten kann.

Von den 47 bisher bekannten europäischen Arten entfallen auf Nitella 13, Tolypella 4, Lamprothamnus 1, Lichnothamnus 2 und Chara 27.

Litteratur.

Agardh, C. A., Systema Algarum. Lund 1824. 8. cart. 1 Mk.

Babington, British Characeae in Ann. and Magaz. of Nat. Hist. Vol. V.

Braun, A., Esquisse monographique du genre Chara, in Annales des sciences natur. Ser. II. Paris 1834.

— Übersicht der Schweizer Characeen. (Zürich.) 1849. 4. 1,40 Mk.

— Conspectus Characearum europaearum. Dresden 1867. 1,50 Mk.

— Die Characeen Afrikas. Berlin 1868. 8. 1 Mk.

Braun, A., Die schlesischen Characeen in Cohn, Kryptogamenflora von Schlesien. Breslau 1876.

Crépin, Les Characées de Belgique in Bulletin de la Société Botanique de Belgique 1863.

Ganterer, U., Die bisher bekannten österreichischen Characeen. Wien 1847. 4. m. 2 kol. Kpfrt. 2,50 Mk.

Groves, A., A Review of the British Characeae. Journal of Botany 1880.

Kützing, T. F., Tabulae phycologicae. VII. 1857.

v. Leonhardi, H., Die österreichischen Armleuchtergewächse. Prag 1864. 2 Mk.

Nordstedt, O., Skandinaviens Characeen, in Botaniska Notiser 1863.

— A. Braun, Fragmente einer Monographie der Characeen. Berlin 1882. 1,50 Mk.

Sydow, P., Die bisher bekannten europäischen Characeen. Berlin 1882. 1,50 Mk.

Wallmann, J., Försök till en systematik uppställning af växtfamiljen Characeae. Stockholm 1853. 1,80 Mk.

Wahlstedt, L. J., Monografi öfver Sveriges och Norges Characeer. Lund 1862. 8. 1,80 Mk.

Exsiccaten-Sammlungen.

Areschoug, Algae Scandinavicae exsiccata.

Billot, Flora Galliae et Germaniae exsiccata.

Braun, A., Rabenhorst und Stitzenberger. Die Characeen Europas.

Desmazières, Plantes cryptogames de France.

Fries, E., Herbarium Normale.

Günther, Grabowsky und Wimmer, Schlesische Gewächse.

Jack, Leiner und Stitzenberger, Badische Kryptogamen.
Nielsen, Exsiccatsamling of Characeer fra Danmark.
Nordstedt et Wahlstedt, Characeae Scandinavicae exsiccatae.
Rabenhorst, Algae exsiccatae.
Reichenbach, Flora germanica exsiccata.
Schultz, F., Herbarium Normale.
Wartmann und Schenk, Schweizerische Kryptogamen.
Westendorp, Herbier cryptogamique belge.

V. Die Lebermoose (Musci hepatici).

Schon bei den Algen treten gewisse Organe auf, die man mit dem Namen „Blatt“ bezeichnen könnte, obgleich dieselben dazu nicht gerechnet werden dürfen. Bei den Lebermoosen finden wir nun zuerst eine bestimmte Trennung von Blatt und Stamm und somit die erste Andeutung der höher potenzierten phanerogamischen Pflanzenformen. Wie nun bei jeder höheren Familie Anklänge an vorhergegangene, niedere Entwicklungsstufen vorhanden sind, so zeigen auch die Lebermoose recht anschaulich den Übergang von den Lagerpflanzen, den Thallophyten, zu den beblätterten Kryptogamen. Bei den niederen Formen, den Marchantiaceen, Anthocerotaceen, Targioniaceen und Ricciaceen zeigt sich uns der Vegetationskörper als ein flach band- oder blattartiger, stets blattloser Thallus, oder als ein thallusähnlicher, unterseits beblätterter Stamm, so an gewisse Algen- und Flechtentypen erinnernd. Erst durch die stielrunden, fadenförmigen, regelmässig beblätterten Stengel der Jungermannien gehen die Lebermoose zu den Laubmoosen über. Hier finden wir auch zuerst die später bei den Phanerogamen eine so hohe Bedeutung erlangende Eigenschaft der Pflanze, Wurzelausläufer — Stolonen — zu bilden und sich so auf vegetativem Wege fortzupflanzen, klar und deutlich ausgeprägt. Jene abwärts oder seitlich steigenden, mit Blattrudimenten versehenen, zuletzt Wurzelhaare und Blattknospen tragenden Seitensprosse des Lebermoosstengels werden als Stolonen bezeichnet. Gleich den Brutzwiebeln mancher Phanerogamen kommen auch an

den Stengeln und Blättern vieler Lebermoose Brutzellen oder Brutknospen vor, vermöge deren sich die Pflanze weiter auf ungeschlechtlichem, vegetativem Wege vermehren kann. Die Früchte (Kapsel) sind entweder stiellos, dem Laube eingesenkt (Ricciaceen) so an die Fruchtbildung der Pyrenomyceten erinnernd, oder sie sind mehr oder minder lang gestielt. Die Kapsel selbst spaltet sich in den meisten Fällen von oben nach unten in vier (selten mehr) oder in zwei Klappen, oder sie zerreist unregelmässig. Nie öffnet sie sich durch einen besondern Deckel. Sehr selten tritt eine Öffnung durch Abwerfung des obern Teiles der Kapsel ein. Bei den Ricciaceen dagegen wird die Kapselwand noch vor der Sporenreife ganz aufgelöst. Wenn wir die eigentümliche Fruchtöffnung der Lebermoose entschieden als einen höheren Entwicklungsgrad bezeichnen müssen, da die Thallophyten ihre Sporen nur durch Verwesung des Fruchtkörpers entleeren, so haben wir auch hier wieder — durch die Ricciaceen — eine Rückerinnerung an jene. Wunderbares Walten der Natur!

Die beste Zeit zum Einsammeln der Lebermoose ist der Frühling und Herbst, die Zeit der reichlichen Niederschläge. Beginnen wir mit einer Exkursion in den Wald. Dort zeigt sich uns ein alter, modernder Baumstumpf. Nähertretend erblicken wir die zierlichen, dicht an das Substrat sich anschmiegenden Rasen eines Lebermooses. Auf zarten, meist wasserhellen Stielen sitzen die anfangs geschlossenen, kugelartigen, später sich öffnenden Kapseln. Wir eilen weiter zu andern Baumresten und reiche Ausbeute wird uns zu teil werden. Vor uns breitet sich ein Moor, ein Sumpf aus. Dort finden wir wohl umgestürzte, modernde Baumstämme. Blicken

wir nur flüchtig auf dieselben hin, so dürften wir vielleicht nichts finden, was des Mitnehmens wert wäre. Doch wenden wir den Stamm um und freudig überrascht sind wir von der Fülle des sich darbietenden. In grossen, prächtigen Rasen bedecken Lebermoose dort den Baumstamm. Die verwendete Mühe ist reichlich belohnt. An im Walde, im Moor oder auf der Wiese stehenden Pfählen findet man stets an dem untern, der Feuchtigkeit mehr ausgesetzten Teile diese Pflänzchen. Eine genaue Untersuchung dieser Objekte bringt mehr ein als oft stundenlanges, flüchtiges Herumsuchen auf vielen Lokalitäten. Der Wald bietet uns noch andere Beute. An der Rinde lebender Bäume finden wir Radula-, Frullania-, Lejeunia-Arten etc. Waldwege sind oft förmlich bedeckt mit Jungermannieen. Auf dürrem Heideboden, wo Cladonien üppig gedeihen, siedelt sich Ptilidium an.

Niemals versäume man, trockene Gräben, überhaupt Gräbenränder zu untersuchen. Dieselben sind in den meisten Fällen mit einem dichten Polster von Jungermannieen bekleidet. An überhängenden Erdschollen siedeln sich gern Marchantieen an. Auf feuchten, sandigen Orten an Flussufern, am Rande der Seen, in Lehmgruben, auf schwarzem Humusboden wachsen Lebermoose, in Quellen und Bächen findet man ihre Vertreter. Auf torfhaltigem Wiesenboden bekleiden Marchantiaceen oft weithin den Boden. In Hohlwegen, auf alten Mauern und Steinen haben andere ihre Wohnstätte. Zahlreich sind die Felsen bewohnenden Arten. Wo nur in unsern Gebirgen ein wenig Feuchtigkeit die Felsen tränkt, dort erscheinen auch die Lebermoose. Dort finden wir auch die eigentümlich gestalteten, starren, weisslichgrauen, bräunlichen bis schwärzlichen Polster der Gymnomitrieen.

Die geognostische Unterlage ist für viele Arten massgebend. Einige lieben kalkreichen, andere gypshaltigen Boden. Man achte hierauf sogleich an Ort und Stelle und versehe die gesammelten Exemplare mit den nötigen Notizen.

Noch ist zu bemerken, dass manche Lebermoose selten in reinem Rasen wachsen, sondern mit andern Arten vermischt zwischen grösseren Laubmoosen, namentlich solchen Arten, welche dichte Polster bilden, wie z. B. die Sphagneen, ferner Leucobryum glaucum, Pleuridium u. a.

Sterile Lebermoose zu sammeln vermeide man so viel als möglich. In manchen Fällen ist man freilich gezwungen, von diesem Grundsatz abzuweichen. Einige Arten sind bisher überhaupt nur steril gefunden worden, andere wieder tragen an bestimmten Lokalitäten nicht gern Früchte. Findet man sterile Lebermoose, so empfiehlt es sich, in der Nähe des Fundorts an verschiedenen Stellen, trockeneren oder feuchteren, höher oder niedriger gelegenen Lokalitäten nachzusuchen. Manchmal wird man an einem andern Orte doch Früchte entdecken.

Manche der auf Holz oder Baumrinde wachsenden Lebermoose schmiegen sich so an das Substrat an, dass man sie nicht loszulösen vermag, im besten Falle nur einzelne Brocken, niemals einen schönen Rasen erhält. Man schneidet daher dieselben mit einem flachen Stücke der Unterlage ab. Die Erde bewohnenden Arten wachsen teils in dichten, eng verwebten Polstern, oder in mehr lockeren Rasen. Von ersteren werden grössere Stücke aus dem Boden ausgeschnitten und von der anhaftenden Erdschicht gut gesäubert; letztere hebt man mit einer dünnen Erdschicht behutsam ab. Die losgelösten Rasen legt man in die Bogen der Mappe, doch packe

man nicht mehrere Rasen auf einander. Die Fruchtstiele sind äusserst zart und hinfällig und erfordern daher eine sorgfältige Behandlung. Zu Hause teilt man die grösseren Rasen in kleinere Partien, reinigt sie von allen Beimengungen und presst sie in Fliesspapier unter Anwendung sehr schwachen Druckes. Am besten ist es, wenn man die gesammelten Lebermoose sogleich nach der Ankunft zu Hause einlegt; ist man daran behindert, so schadet dies nicht viel, da diese Pflanzen, selbst wenn völlig trocken, doch wieder fast ihre frühere Gestalt annehmen, wenn man sie mit Wasser befeuchtet.

Zur Untersuchung der Lebermoose genügt in manchen Fällen eine gute Lupe, bei den meisten Arten wird man jedoch nicht des Mikroskops entbehren können; mit einem einfachen Präparier-Mikroskope, mit etwa 200facher Linearvergrösserung, kommt man gut aus. Wie oben erwähnt, wachsen die Lebermoose oft mit andern Arten durcheinander, oder sie stecken so im Boden, dass nur ihre obern Teile hervorragen. Man muss dieselben daher gewissermassen für die Untersuchung vorbereiten. Man bringt den betreffenden Rasen in eine flache, kleine Schüssel mit Wasser und wäscht behutsam die anhängende Erde ab. Das schmutzige Wasser wird abgegossen und so lange reines zugesetzt, bis sich dasselbe nicht mehr trübt. Nun kann man leichter die einzelnen Individuen loslösen. Man legt sie auf Fliesspapier, um das Wasser aufsaugen zu lassen und betrachtet sie nun mit dem Vergrösserungsglase. Es bedarf wohl kaum der Erwähnung, dass man bei diesem Auswaschen sorgsam darauf zu achten hat, dass nicht einzelne Teile der Pflanze, namentlich die Kelche, abbrechen und verloren gehen.

Beim Bestimmen der Lebermoose beachtet man

zunächst das Habitusbild, ob die Pflanze einen echten Stengel, oder einen thallusähnlichen Stamm, oder einen echten Thallus besitzt. Ist ein Stengel vorhanden, so fragt es sich, ob derselbe zwei- oder dreireihig beblättert ist. Die Blätter sind verschieden angeordnet, entweder oberschlächtig, d. h. der obere Rand eines Blattes überdeckt den untern Rand des nächsten, über demselben stehenden Blattes, oder sie sind unterschlächtig, indem der untere Rand den obern des nächstuntern Blattes bedeckt. Das Blatt selbst ist sehr einfach gebaut, es besteht nur aus einer Zellschicht. Eine Mittelrippe ist nie vorhanden. Um das Blatt auf seine Konstruktion hin zu untersuchen, erfasst man es mit der Pincette ganz dicht am Stengel und zieht es nach unten hin ab. Der Blattgrund ist für die Unterscheidung der Arten wichtig, daher man unter das Mikroskop nur ganze Blätter bringen darf. Form und Inhalt der Zellen sind nun genau zu untersuchen. Man breitet das losgelöste Blatt in einem Tropfen Wasser auf dem Objektträger unter einem Deckglase aus. Es wird auch folgende Methode empfohlen. Das Blatt wird in einem Tropfen Ätzkalilösung bis zum Kochen erwärmt, dann mit Wasser rein abgespült und ein Tropfen Chlorzinkjod-Tinktur zugesetzt. Die Zellwände färben sich nach kürzerer oder längerer Zeit schön blau und lassen die Verdickungsschichten leicht erkennen. Ob das Blatt kielig gefaltet ist, lässt sich unter der Lupe erkennen. Die in frischen Zellen häufig enthaltenen, eigentümlichen, ellipsoidischen oder rundlichen, durchsichtigen Ölkörper verschwinden mit der Zeit bei Herbarexemplaren. Auch die Beschaffenheit der Oberhaut (Cuticula) der Zellen, ob glatt oder fein gekörnt, oder papillös, ist für die Bestimmung wichtig.

Die dreireihig beblätterten Lebermoose zeigen eine untere, bauchständige Reihe anders gestalteter und quer inserierter Blätter, die sogenannten Unterblätter (Amphigastrien). Dieselben sind oft erst mit einiger Mühe zu finden. Man beachte namentlich die stärkeren Triebe, die fruchttragenden Stämmchen und Äste. Für die Untersuchung löst man die Unterblätter mit einem scharfen, feinen Messer (Skalpell) von oben nach unten vom Stamm ab. Es empfiehlt sich auch, den Stengel oberhalb und unterhalb des Blattes durchzuschneiden und diesen Durchschnitt unter das Mikroskop zu bringen. Man hat so das Blatt völlig unversehrt und erkennt deutlich die Anheftungsweise.

Es folgt nun die Untersuchung des Blütenstandes. Je nach dem Vorkommen der Antheridien und Archegonien ist von Lindberg eine etwas komplizierte Einteilung der Blütenstände gegeben worden. Nach ihm ist der Blütenstand:

1. synöcisch — ♂ und ♀ Geschlechtsorgane stehen in derselben Blütenhülle;
2. paröcisch — ♂ Geschlechtsorgane stehen unterhalb der ♀ oder einer Zwitterblüte;
3. autöcisch — ♂ und ♀ Geschlechtsorgane auf derselben Pflanze in getrennten Blütenständen;
4. heteröcisch — ein Individuum trägt die sub 1, 2 und 3 aufgeführten Blütenstände;
5. diöcisch — ♂ und ♀ Blütenstände auf verschiedenen Individuen;
6. polyöcisch — ♂ und ♀ Blütenstände finden sich entweder auf einem Individuum oder auf mehreren getrennt von einander.

Die Archegonien sind von einer Hülle umgeben, welche Kelch oder Blütendecke (Perianthium, Calyx,

Colesula) genannt wird. Diesen Kelch untersucht man zunächst von aussen, um seine Gestalt kennen zu lernen. Derselbe ist schlauch- oder sackartig, an der Mündung mehr oder weniger geteilt und gezähnt. Dann halbiert man den Kelch der Länge nach und untersucht die Archegonien.

Zur Untersuchung der Frucht nehme man, wenn es irgend angeht, die jugendlichen, noch geschlossenen Kapseln. Zwischen den Sporen finden sich die eigentümlich gebauten Schleuderzellen (Elateren). Zahl, Farbe und Grösse der Schleuderer im Verhältnis zu den Sporen u. s. w. sind für die Unterscheidung der Arten wichtig. Nach Öffnung der Kapsel fallen die Schleuderer aus.

Hauptsache ist das Studium des Blattes. Man versäume nie, von jeder untersuchten Form eine Zeichnung anzufertigen. Eine Reihe solcher nebeneinander gelegten Zeichnungen lässt sich schnell und sicher vergleichen. Beim Bestimmen wird man so eher zum Ziele gelangen, als durch die direkte Ansicht der mikroskopischen Präparate.

Litteratur.

Corda, A. J., Deutschlands Jungermannien. Nürnberg 1835.

Dumortier, C., Hepaticae Europeae. Brux. 1875.

Eckart, T. P., Synopsis Jungermanniarum in Germania vicinisque terris cogn., figuris 116 microsc. analyt. illustr. Coburgii 1832.

Gottsche, Lindenberg et Nees ab Esenbeck, Synopsis Hepaticarum. Hamburg 1847.

Hübener, J. W. P., Hepaticologia Germanica, Mannheim 1834.

Jack, J., Die Lebermoose Badens. Freiburg 1870.

Kummer, P., Führer in die Lebermoose. Berlin 1875.

Limpricht, C., Die Lebermoose Schlesiens in Bd. I. von Cohn, Kryptogamenflora von Schlesien. Breslau 1875—78.

Lindenberg, J. B., Synopsis Hepaticarum Europaearum. Bonnae 1829.

Nees von Esenbeck, Naturgeschichte der europäischen Lebermoose. Berlin 1833—38.

Pabst, G., Die Lebermoose Deutschlands. Gera 1877.

Stephani, F., Deutschlands Jungermannien in Abbildungen nach der Natur, nebst Text. Landshut 1879.

Sydow, P., Die Lebermoose Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz. Berlin 1882.

Exsiccaten-Sammlungen.

Delogne et Gravet, Les Hepatiques de l'Ardenne.

Gottsche und Rabenhorst, Hepaticae Europeae.

Hübner und Genth, Deutschlands Lebermoose in getrockneten Exemplaren.

Jack, Leiner und Stizenberger, Badische Kryptogamen.

Rabenhorst, L., Hepaticae Europeae exsiccatae.

Warnstorf, C., Deutschlands Lebermoose.

VI. Die Laubmoose.

Die Familie der Laubmoose stellt eine eigene Entwickelungsstufe nicht dar, sie ist der vorgehend besprochenen Familie der Lebermoose im Werte gleich. Doch sind die Laubmoose systematisch genommen ungleich reicher potenziert, ihre Organe zeigen eine grössere Mannigfaltigkeit der Formen. Beide Familien unterscheiden sich hauptsächlich in der Blatt- und Fruchtbildung. Das Lebermoosblatt ist stets ohne Mittelrippe. Diese finden wir (die alleinige Ausnahme bildet Schistostega) stets bei dem Laubmoosblatte entwickelt. Das charakteristische Merkmal der Laubmoose ist jedoch die sogenannte Mütze oder Haube. Jedes Laubmoos besitzt dieselbe und von jeder Frucht wird sie getragen. Ferner besitzt jede Laubmoosfrucht ein Mittelsäulchen (Columella), während dieses unter den Lebermoosen nur der kleinen Gruppe der Anthoceroteen eigentümlich ist.

Wohl keine andere Pflanzengruppe hat sich so viele Freunde erworben, als die der Laubmoose. Wie zierlich sind ihre Formen und wie leicht sind sie zu sammeln und aufzubewahren. Kein Wurm zerstört sie im Herbar.

Treu begleiten die Moose den Menschen. Kaum treten wir aus dem Flur des Hauses, so fällt unser Blick auch auf diese lieblichen Kinder Floras. In den Ritzen und Spalten alten Gemäuers, auf dem verwitterten Stroh-, Schindel- oder Steindache des Hauses siedeln sie sich an, auf Gartengehegen, in Hecken begrüssen sie den Menschen. Eilen wir weiter auf Feld und Flur, überall sprossen die Moose hervor. Auf wüstem Brachfelde macht sich uns ein leichter grünlicher oder bräunlicher Anflug bemerkbar.

Wir heben eine Probe desselben auf und auf zahlreiche, winzige Moospflänzchen fällt unser Auge. Es sind die Zwerge der Mooswelt, die Physcomitrioideen und Pottioideen, welche hier ihre Heimat haben. Nicht leicht sind die verschiedenen Arten zu erkennen. Oft wird man, dicht niedergebeugt zur Erde, selbst mit der Lupe suchen müssen, dafür aber auch durch manch seltenen Fund erfreut werden. Auf feuchter, humusreicher Erde, in Sand- und Lehmgruben, an Wegrändern und Gartenböschungen wachsen andere Arten. Auf grüner, blütenreicher Wiese suchen wir weiter. Hier sind es die weichen Polster der Hypneen, der Astmoose, welche den Sammler entzücken. In murmelnder Quelle, im sanft sich dahin schlängelnden Bache, im breiten, mächtigen Strome bieten sich uns wiederum andere Vertreter der Mooswelt dar. Aus den Fugen und Ritzen der Steine und Felsblöcke, an dem Holze des Mühlenwehrs, von den in den Fluten sich badenden Wurzeln des Baumes am Ufer sprossen sie hervor. Es sind die langen, flutenden Rasen der Quellenmoose (Fontinalis). „Als ob ihnen die ewige Flut ein ewiges Lied zu ewigem Tanze murmele, wiegt sie die schlanken Moose in ihren Armen auf und ab.“ — Auch in die düstere Tiefe der Brunnen steigen sie hinab und schmücken noch hier die Natur mit einem neuen Reize. So findet sich z. B. das herrliche Conomitrium Julianum in den Brunnen von Stuttgart, Pforzheim, Pirna und in den Thermen Roms.

Im unwegsamen Sumpfe, wo bei jedem Schritte die dünne Pflanzendecke sich auf- und niederhebt, ist die Heimat der Torfmoose (Sphagneen). Die grossen Rasen derselben machen sich schon von weitem durch ihre gelbliche oder bräunlichrote Fär-

bung bemerkbar. Aber auch andere Moosarten treten zwischen den Sphagnum-Polstern auf. Hierher gehören besonders die Polytrichum-Arten, die im Vergleiche zu den winzigen Moosen des Brach- und Stoppelfeldes wahre Riesen sind. Nicht selten erreichen sie eine Höhe bis zu ½ Meter.

Der Boden unserer Laub- und Nadelwälder ist meist dicht bedeckt mit Moosen. Hier sind dieselben in Wahrheit ein „Kleid der Erde" zu nennen. Freudig weilt unser Auge auf den weichen, sammetnen Moospolstern. Zahlreich sind die Arten, die der Wald bietet. Viele Hypneen, Dicraneen, Bryum- und Barbula-Arten u. s. w. sind nur im Walde zu suchen. Oft steigen sie an den dicken Stämmen der Bäume hoch empor. Umgestürzte, modernde Baumstämme sind förmlich bedeckt von ihnen. Die Mappe vermag die Schätze nicht zu fassen, die der Moosfreund in nur wenigen Stunden dort sammelt. Besteigen wir mit ihr das wilde Gebirge. Wo nur das Gestein von Wassertropfen getränkt wird, da erscheint ein grüner Moosteppich, um so üppiger sich entfaltend, je wasserreicher das Gebirge ist. Treffend nennt daher C. Müller das Gebirge „das Paradies des Moosforschers". In den Anden Perus findet sich das grösste Moos der Erde. Es ist das oft meterhohe, baumartige Schildmoos, Catharinea dendroides, das oft weit den Boden bedeckt. Wunderbar muss der Eindruck sein, den der Reisende empfängt, wenn er aus himmelanstrebendem Urwald hinaustritt und nun, gleichwie durch Zauberspruch hervorgerufen, diesen Zwergwald zu seinen Füssen erblickt.

Wir finden also, dass jede Bodenlage, jede Abstufung von Feuchtigkeit von gewissen Moosarten bewohnt wird, dass ferner andere Arten es vor-

ziehen, sich auf Bäumen, selbst auf hartem, trockenem Gestein (Grimmia) anzusiedeln.

Es erübrigt noch, auf die Gruppe der Splachneen hinzuweisen, welche sich auf tierischen Exkrementen (Kuhfladen) auf den Wiesen und Matten der Ebene und des Gebirges entwickeln.

Das Sammeln und Präparieren der Laubmoose verursacht geringe Mühe. Man schneidet mit dem Messer grössere Stücke des Moosrasens aus und legt sie in die Mappe. Zu Hause reinigt man die Rasen von etwa beigemengter Erde, Zweigstückchen etc., teilt sie in kleinere Stücke und trocknet sie in der Pflanzenpresse unter Anwendung sehr schwachen Druckes. Bei den meisten Arten ist ein Umlegen derselben kaum erforderlich. Ausnahme hiervon bilden selbstverständlich die Wasser bewohnenden Sphagneen, Fontinalis-Arten, Hypneen etc. — Hat man grössere Rasen von gipfelfrüchtigen Laubmoosen, so legt man dieselben auf ein Brettchen und teilt sie mit dem Messer in flache Schnitte. Es lassen sich so die einzelnen Individuen erkennen und die Fruchtstiele behalten beim Pressen ihre natürliche Lage. Bei den winzigen Rasen der Physcomitrioideen und Pottioideen lässt man eine dünne Erdschicht an dem Wurzelgeflechte, da diese Räschen sonst leicht auseinanderfallen. Die Rasen der seitenfrüchtigen Moose (Astmoose) teilt man in kleinere Stücke ohne Anwendung des Messers und ohne Rücksicht auf die einzelnen Individuen. Nur lockere man den Rasen nicht, da er sonst sein natürliches Aussehen verändert. Dass sich beim Pressen die Fruchtstiele umlegen, schadet weiter nicht. Die Arten einiger Gattungen (Seligeria, Brachyodus, Campylostelium) sammelt man am besten mit ihrer geognostischen Unterlage.

Die Familie der Laubmoose gliedert sich folgendermassen:

A. Bryinae.

I. Musci acrocarpi. — Kapsel endständig oder selten nur durch Sprossung seitenständig.
   1. Musci cleistocarpi. — Kapsel nicht durch einen Deckel sich öffnend, nur durch Verwesung der Kapselwand die Sporen entleerend.
   2. Musci stegocarpi. — Kapsel stets durch einen Deckel sich öffnend.

II. Musci pleurocarpi. — Kapsel seitlich, blattachselständig.

B. Bryinae anomalae.

I. Andreaeaceae. — Kapsel mit 4, selten 6 an der Spitze und der Basis verbundenen Klappen aufspringend, endständig.

II. Sphagnaceae. Kapsel mit einem Deckel sich öffnend, seitenständig.

Als Hilfsmittel zum Bestimmen der Moose dienen ein Mikroskop mit mindestens 150facher Linearvergrösserung, eine gute Lupe, eine grössere, mit auf der Innenseite gekerbten Flächen versehene Pincette und eine feinere Pincette, mit schmalen, genau auf einander passenden Spitzen.

Das zu untersuchende Moos reinigt man zunächst sorgfältig von Erde. Die Methode ist bei den Lebermoosen bereits angegeben. Hierauf legt man es auf eine etwa halb mit Wasser gefüllte Untertasse und betrachtet es mit der Lupe. Hat man ein fruktifizierendes Moos vor sich, so ist es

verhältnismässig leicht, dasselbe in eine der oben angeführten Gruppen zu bringen. Bei sterilen Exemplaren ist dies schon schwieriger, doch wird man diese ohnehin ausnahmsweise und zwar nur dann sammeln, wenn das betreffende Moos überhaupt nur steril gefunden worden ist.

Bei der weiteren Untersuchung gehe man stets planmässig zu Werke. Niemals begnüge man sich mit der Untersuchung nur eines Teiles der Moospflanze. Stets ist die ganze Pflanze, von der Wurzel bis zur Frucht zu betrachten.

Die keimende Moosspore entwickelt sich zunächst zu einem konfervenartigen, ästigen, chlorophyllhaltigen Gebilde, dem Vorkeim. Auf diesem entstehen Knospen, aus welchen die vollständigen, beblätterten Moospflanzen hervorgehen. Der Vorkeim geht gewöhnlich bald zu Grunde, nur bei wenigen Gattungen (z. B. Ephemerum, Schistostega) bleibt er das ganze Leben der Pflanze hindurch und wird so zum wichtigen, generischen Merkmal.

Der Stengel zeigt an seinem Grunde oder auch an der ganzen Unterseite ein mehr oder weniger entwickeltes Wurzelgeflecht. Die Verästelung des Stengels lernt man am besten kennen, wenn man ein einzelnes Individuum vorsichtig aus dem Rasen heraushebt und die Äste mit der Präpariernadel auseinander breitet. Die zierlichste Verzweigung zeigt wohl Hypnum Crista Castrensis, welche den Stengel wedelartig gestaltet. Mannigfacher ist das Blatt gebildet. Dasselbe ist ungestielt, selten zwei- bis dreizeilig, meist in mehreren Reihen den Stengel umgebend. Zwischen den extremsten Formen, der kreisförmigen und spitznadelförmigen, finden wir jede Übergangsstufe vertreten. Der Blattrand ist entweder ungeteilt, oder gekerbt, gezähnt, auch wohl

mit langen Wimpern versehen. Wichtig für die Bestimmung der Arten ist auch die Basis des Blattes. Öfter ist das Blatt herablaufend (Bryum Duvalii) oder geöhrt (Neckera). — Die Oberfläche der Blätter ist entweder glatt oder papillös oder mit Warzen bekleidet. Es sind dies sehr wichtige, diagnostische Merkmale. Ferner achte man auf den Bau der Rippe; ist dieselbe auslaufend oder in der Spitze endend, oder erreicht sie ungefähr nur die Blattmitte? u. s. w.

Das Laubmoosblatt besteht meist aus einer Zellenlage, selten aus zwei bis drei Lagen (Leucobryum, Fissidens). Das speziellste Studium dieses Blattzellnetzes ist von grösster Wichtigkeit. Ohne das Zellnetz genau zu kennen, wird man nie ein steriles Moos bestimmen können. Für die Charakterisierung von Unterfamilien, Gruppen, Gattungen, Arten und Formen leistet es die grössten Dienste. Das Zeichnen möglichst vieler Blattzellnetze ist sehr zu empfehlen. Auch der Zellinhalt ist für manche Genera ein wichtiges Merkmal. Die Gattungen Hypnum und Amblystegium unterscheiden sich z. B. auch dadurch, dass man bei letzterer den sogenannten Primordialschlauch deutlich wahrnehmen kann, bei ersterer nicht. Wird ein Moosblatt an seinem Rande von Reihen sehr enger und langer Zellen eingefasst, so nennt man es gesäumt. Sehr schön tritt dies bei den Arten der Gattungen Bryum und Mnium auf.

Manche pleurocarpischen Moose führen ausser den eigentlichen Blättern noch die sogenannten Nebenblätter (Paraphyllia). Diese zeichnen sich durch geringere Grösse und handförmige oder gabelige Zerteilung aus.

Das Zellnetz des Blattes kann man nur unter

dem Mikroskope untersuchen. Bei Dicraneen und Sphagneen wird man nicht umhin können, Querschnitte der Blätter anzufertigen. Hierzu wird von Milde folgende Methode empfohlen. Man zerschneidet einen weichen Korkpfropfen der Länge nach, jedoch nicht ganz bis zum Grunde in zwei gleiche Hälften und steckt den Stengel des zu untersuchenden Mooses so in den Spalt, dass die Stengelspitze etwas hervorragt. Um den Korkpfropfen besser halten zu können und ein Auseinanderfallen der beiden Hälften zu vermeiden, legt man einen anschliessenden Messingring um denselben. Nun schneidet man mit dem Rasirmesser zunächst eine glatte, horizontale Fläche und sucht dann von der Pflanze möglichst feine Schnitte zu erhalten. — Auch von abgetrennten Blättern lassen sich leicht Querschnitte anfertigen. Man klebt mit Glycerin-Gummi eine Anzahl Blätter zusammen und schneidet dann, ohne das Trocknen des Gummis abzuwarten, das dicker gemachte Objekt zwischen Hollundermark. Die Querschnitte legt man in's Wasser, welches den Gummi bald auflöst.

Die Fortpflanzungsorgane der Laubmoose sind die Antheridien (männliche) und Archegonien (weibliche). Selten stehen die Antheridien nackt in den Blattachseln (Distichium capillaceum), meist sind beide Geschlechtsorgane von mehreren Kreisen andersgestalteter Blätter — Blütenstandshüllen — umgeben. Die Geschlechtsorgane selbst sind mit mehrfach gegliederten, oft am oberen Ende keulig verdickten Fäden, den Saftfäden (Paraphysen), vermischt. Dieselben sind oft für die Unterscheidung einzelner Genera von Wichtigkeit. Je nach der Anordnung der Geschlechtsorgane unterscheidet man diöcische, monöcische oder zwitterige Blütenstände. (Man ver-

gleiche die bei den Lebermoosen aufgeführte Lindberg'sche Einteilung der Blütenstände).

Die Moosfrucht ist in den meisten Fällen gestielt, selten fast ungestielt, sitzend (Diphyscium foliosum). Der Stiel ist steif aufrecht oder gedreht bis bogig gekrümmt, glatt oder rauh. Den Grund des Stieles umschliesst das Scheidchen (Vaginula).

Die Kapsel übertrifft an Mannigfaltigkeit des Baues alle bisher betrachteten Organe. Sie ist entweder aufrecht oder horizontal bis hängend, symmetrisch oder unsymmetrisch, der Form nach kuglig, oval, birnförmig, länglich, cylindrisch u. s. w. — Manche dieser Formen entstehen dadurch, dass sich die Kapsel nicht plötzlich von dem Stiel abhebt, sondern allmälig aus demselben hervorgeht. Dadurch bildet sich der sogenannte Kapselhals (Collum, Apophysis). Seine höchste Ausbildung erreicht dieser Hals bei den Splachneen.

In den meisten Fällen öffnet sich die Kapsel mittelst eines Deckels, selten zeigt sich keine Andeutung desselben. Der Deckel kann flach gewölbt, genabelt, kurz kegelförmig, gerade oder schief geschnäbelt sein. Farbe und Zellenbau des Deckels sind für den Systematiker von geringerem Werte. Nur in zwei Fällen ist eine Untersuchung der Deckelzellen erforderlich. Die Gattungen Barbula und Funaria unterscheiden sich von Trichostomum und Enthostodon hauptsächlich durch die spiralig angeordneten Zellen des Deckels.

Zwischen Kapsel und Deckel bildet sich bei sehr vielen Laubmoosen der sogenannte Ring (annulus), welcher durch sein späteres Ausdehnen den Deckel von der Kapsel löst. Dieser Ring ist oft ein sehr gutes specifisches Merkmal, z. B. für Eurhynchium speciosum, Meesia Albertini, Webera pulchella u. a.

— In manchen Fällen erscheint der Ring teils ganz, teils stückweise mit dem Deckel verbunden, es erfordert seine Untersuchung daher immerhin einige Aufmerksamkeit.

Wir kommen nun zu einem der wunderbarsten Organe der Laubmoose, dem Mundbesatz (Peristom). Bei keiner andern Pflanzenfamilie findet sich derselbe wieder. Einer Anzahl Moose fehlt der Mundbesatz gänzlich, bei anderen ist er nur in einzelnen, papillösen Fragmenten angedeutet. Die grössere Mehrheit der Laubmoose besitzt jedoch dies Peristom. Dasselbe ist entweder einfach, d. h. es ist nur ein Kreis von Zähnen um die Kapselmündung vorhanden, oder doppelt. In diesem Falle finden wir einen zweiten, inneren, mit dem äusseren Kreise gewöhnlich alternierenden Kreis von Zähnen. Das äussere Peristom ist sehr regelmässig gebildet. Die Grundzahl der Zähne ist 4, so bei Tetraphis pellucida. — Alle andern Arten zeigen eine Mehrheit dieser Zahl, also 8, 16, 32, 64. Diese Regelmässigkeit der Zahnbildung beweist recht treffend die grosse Gesetzmässigkeit der Natur, die selbst bis in die kleinsten Dinge hinab dieselbe harmonische ist.

Das innere Peristom besteht entweder aus einzelnen, bis zur Basis freistehenden Zähnen, oder es besitzt an seinem Grunde eine verschiedenartige Haut, welche in 16 gekielte Fortsetzungen ausläuft. Oft findet man zwischen diesen Zähnen 2—3fädige Wimpern, welche auch noch mit horizontal gestellten Anhängseln versehen sein können.

Abweichend hiervon ist der Mundbesatz der Polytrichaceen und Buxbaumiaceen gestaltet.

Specielleres über die Mannigfaltigkeit in Gestalt, Grösse und anatomischen Bau der Zähne, über das Verhalten der beiden Peristome zu einander zu

geben, dazu ist hier nicht der Ort. Die wenigen Andeutungen mögen genügen.

Die Untersuchung des Peristoms, namentlich des doppelten, ist mit einigen Schwierigkeiten verbunden. Bereits entdeckelte Kapseln eignen sich zur Untersuchung nicht. Das Peristom ist bei solchen immer mehr oder weniger verletzt. Milde empfiehlt nun, die bedeckelte Kapsel einige Augenblicke zwischen zwei Glasplatten über der Spirituslampe zu kochen. Meist löst sich hierbei von selbst der Deckel, im andern Falle hilft man behutsam mit einer Nadel nach. Nun schneidet man unterhalb des Peristoms die Kapsel quer durch. Den so gewonnenen Ring teilt man in zwei Hälften und betrachtet an einer Hälfte die äussere, an der andern die innere Seite des Peristoms. Etwaige den Zähnen anhaftende Sporen entferne man durch kurzes, nochmaliges Kochen. — Um die Anhängsel an den Wimpern zu sehen, muss man das Deckgläschen etwas verschieben. Dadurch kommen die Wimpern in eine andre Lage und lassen die zum Centrum der Kapsel radial gestellten Anhängsel erkennen.

Keiner Laubmooskapsel fehlt das Mittelsäulchen (Columella). Während dasselbe bei den Sphagneen fast verkümmert ist, ragt es in andern Fällen über den Kapselmund empor, so bei den Splachnaceen, ja es trägt, wie bei Climacium, Dissodon, Hymenostylium u. a. eine Zeitlang den mit ihm verwachsenen Deckel. — Besonders in der unteren Kapselhälfte findet man in der Oberhaut der Kapsel sogenannte Spaltöffnungen (Stomata). Die verschiedene Anordnung derselben ist für die Arten der Gattungen Bryum, Mnium und Orthotrichum nicht ohne Bedeutung.

Beiläufig sei noch erwähnt, dass sich zur mor-

phologischen Untersuchung jugendliche Früchte am besten eignen; der Systematiker bedarf dagegen vollkommen reifer, noch Deckel und Haube tragender Kapseln.

Es erübrigt uns nun noch, der Haube (Calyptra) zu gedenken. In der Jugend umhüllt jede Haube als ein cylindrisches Häutchen den obern Teil des Fruchtstiels, die zukünftige Frucht. Durch weiteres Wachstum des Stieles wird dies Häutchen in verschiedenster Weise gesprengt oder zerrissen und später von der Kapsel getragen. Die Gestalt der Haube, ob halbiert, kappenförmig, oder mützenförmig, ist so durchgreifend regelmässig, dass sie ein sehr gutes, generisches Merkmal abgiebt. Die Haube bedeckt oft kaum den Deckel, oft hüllt sie die ganze Kapsel ein; sie ist teils glatt, teils behaart, an der Basis ganzrandig, oder mehrfach gespalten, oft lang bewimpert.

Die behufs Untersuchung angefertigten Präparate hebe man sorgfältig in der Sammlung auf. Oft wird man nur wenige Früchte besitzen, diese würden bei wiederholter Untersuchung sämtlich zerstört werden. Ferner erspart man sich dadurch die Mühe nochmaliger Präparation. Von C. Müller ist nun folgende Methode empfohlen worden. Man spaltet dünne, rechteckige Glimmerblättchen bis etwas über die Mitte, so dass die Hälften an dem einen Ende noch zusammenhalten, bringt einen Tropfen Wasser dazwischen und legt in dasselbe die Teile des untersuchten Mooses. Bei einer spätern Vergleichung taucht man das Glimmerblättchen in reines Wasser, welches zwischen die Hälften dringt und die zarten Moosteile verhältnismässig schnell aufweicht. Solchen Glimmer erhält man billig bei jedem Mineralienhändler. Die Präparate selbst legt man in dieselbe

Papierkapsel, in welcher sich die betreffenden Moosarten befinden.

Die Aufbewahrung der Moose erfolgt im Herbarium. Kleinere Rasen schlägt man in ein Papierkonvolut ein. Besitzt man von einem Moose nur sehr wenige Exemplare, so befestige man dieselben im Konvolut mit Gummi arabicum. Dadurch werden die Früchte besser erhalten. Grosse Rasen, z. B. von Sphagneen, Hypneen u. A. befestigt man auf recht starkem, weissem Papier. Ueberhaupt empfiehlt es sich, von jeder Moosart ein Exemplar frei auf Papier gelegt im Herbarium aufzubewahren. Bei jeder Durchsicht der Sammlung hat man so stets das Moos vor Augen. Das Habitusbild prägt sich leichter dem Gedächtnis ein.

Die getrockneten Moose werden von Insekten nicht angegriffen, es ist also ein Vergiften derselben nicht erforderlich. In meiner eigenen, bedeutenden Sammlung ist wenigstens noch kein Moos durch Insektenfrass zerstört worden.

Litteratur.

Arnold, F., Die Laubmoose des fränkischen Jura. Regensburg 1877.

Bridel, S. E., Bryologia universa. Lipsiae 1826—27.

Brockmüller, H., Die Laubmoose Mecklenburgs. Schwerin 1869.

Bruch, Schimper et Gümbel, Bryologia Europaea. Stuttgart 1838—56.

Fiedler, B., Synopsis der Laubmoose Mecklenburgs. Schwerin 1844.

Geheeb, A., Die Laubmoose des Kantons Aargau. Aarau 1864.
Gerber, G., Südbayerns Laubmoose. 3. Abteilung. Regensburg und Augsburg 1860—61.
Gümbel, W. T., Die Moosflora der Rheinpfalz. Landau 1857.
Hampe, E., Das Moosbild. Wien 1871.
Hedwig, J., Species Muscorum frondosorum. Lipsiae 1801—42.
Holler, A., Die Laub- und Torfmoose der Umgebung von Augsburg. Augsburg 1873.
Juratzka, J., Laubmoosflora von Oesterreich-Ungarn. Wien 1882.
Kummer, P., Führer in die Mooskunde. 2. Aufl. Berlin 1880.
Limpricht, C., Die Laubmoose Schlesiens. Breslau 1875.
Milde, J., Bryologia Silesiaca. Leipzig 1869.
Molendo, L., Bayerns Laubmoose. Passau 1876.
Müller, C., Synopsis Muscorum frondosorum. Berlin 1849—51.
„ Deutschlands Moose. Halle 1853.
Schimper, W. P., Synopsis Muscorum Europaeorum. Ed. II. Stuttgart 1876.
Seubert, M., Laubmoose von Baden. Freiburg 1860.
Sydow, P., Die Moose Deutschlands. Berlin 1881.
Warnstorf, C., Die europäischen Torfmoose. Berlin 1881.

Exsiccaten-Sammlungen.

Brébison, A. de, Mousses de la Normandie.
Crome, G. E. W., Sammlung deutscher Laubmoose.
Hartmann, R., Bryaceae Scandinaviae exsiccatae.

Jack, Leiner und Stizenberger, Badische Kryptogamen.
Limpricht, C., Bryotheca Silesiaca.
Müller, H., Westphalens Laubmoose.
Rabenhorst, L., Bryotheca Europaea.
Warnstorf, C., Märkische Laubmoose.
„ Deutsche Laubmoose.
„ Sphagnotheca Europaea.

Gefässkryptogamen.

I. Farne (Filices).

Die bisher betrachteten Pflanzen bestanden nur aus Zellen. Mit den Farnen gelangen wir zur höchsten Abteilung der Kryptogamen. „Gefässkryptogamen“ hat man sie genannt, weil ihr Gewebe aus Zellen und Gefässen besteht. Allerdings sind diese Gefässe von denen der Phanerogamen verschieden. Sie bestehen aus langgezogenen, gefässartigen, verholzten Zellen. „Zellenleitbündel“ sind sie deshalb auch benannt worden.

Die Farne sind ausdauernde, sehr selten einjährige (Gymnogramma leptophylla) Gewächse. Sie besitzen meist einen sehr verkürzten oder kriechenden Stamm, Rhizom, der sich aber auch in den Tropengegenden baumartig erhebt. Das Rhizom zeigt in seiner Mitte einen zelligen Markcylinder, der von einem Ringe grosser, mit braunen, verholzten Zellen umgebener Zellenleitbündel umschlossen wird. Diese Zellenleitbündel verlaufen nie parallel, sondern durchziehen in Schlangenwindungen das Rhizom, wodurch die Markschicht mit der aus dickwandigem Parenchym gebildeten Rindenschicht in Verbindung tritt. Der unterhalb der Terminalknospe sich befindende Cambiumring verholzt, sobald der Stamm seine normale Dicke erreicht hat. Aus der Unterseite des Stammes brechen zahlreiche Adventivwurzeln hervor. Die blattartigen Organe führen den Namen „Wedel“. Sie sind in der Jugend schneckenförmig eingerollt. Die Blattfläche zeigt eine grosse Mannigfaltigkeit der Formen, sie wird

aus zwei, von einer Epidermis bedeckten Zellenschichten gebildet. Die Oberhaut zeigt zahlreiche Spaltöffnungen. Stamm, Wedelstiel und Blattrippen sind meist stark mit Spreuschuppen bedeckt, selten fehlen diese gänzlich. Die Sporenbehälter sitzen auf der Unterseite des Blattes meist in Häufchen beisammen, welche oft von einem zarten Häutchen, Schleier, bedeckt werden. Das einzelne Sporangium stellt einen gestielten, rundlichen, von einem Ringe umgebenen Körper dar. Die keimende Spore entwickelt einen oberirdischen, blattartigen, herz- oder nierenförmigen (selten unterirdischen, knollenartigen) Vorkeim. Während bei den Zellenkryptogamen die Geschlechtsorgane — Antheridien und Archegonien — auf der vollständig ausgebildeten Pflanze auftreten, entwickeln sich dieselben bei den Farnen auf dem Vorkeime. Aus ihrem Zusammenwirken geht nicht die Sporenfrucht, sondern die neue Pflanze hervor. So sehen wir auch in diesem Stücke eine höhere Stufe der Entwickelung.

Die Farne gliedern sich in vier Ordnungen:

1. Hymenophylleae.
2. Polypodiaceae.
3. Osmundaceae.
4. Ophioglosseae.

Die Hymenophylleen, von denen Europa nur zwei Arten aufweist, vermitteln recht anschaulich den Übergang zu den Moosen. Durch die einfache Struktur der blattartigen Organe, den fast steten Mangel an Spaltöffnungen, das Vorkommen von Paraphysen in den Fruchthäufchen und den konfervenartigen Vorkeim schliessen sie sich eng an jene an.

Zu den Polypodiaceen gehört die weitaus grösste Mehrzahl der Farne. Bald einfach blattartig, bald

zierlich zusammengesetzt und vielfach geteilt, sind die oft einen Meter langen Wedel ein herrlicher Schmuck unserer Wälder und Gebirge. Unendlich zahlreicher und mannigfaltiger treten freilich die Farne in der tropischen Zone auf. Häufig findet man sie dort den Baumstämmen ansitzend und ihnen einen wunderbaren Formen- und Farbenschmuck verleihend. Nicht wenig tragen sie dazu bei, den fremdartigen Eindruck hervorzurufen, den der tropische Urwald auf den Reisenden ausübt. Wahre Prachtgestalten sind die Adiantum- und Davallia-Arten, ferner die Marattiaceen und vor allem die herrlichen Gymnogramma- und Cheilanthes-Arten mit ihren silbern oder goldig schimmernden Wedeln. Grossartig aber erscheinen dann die Farne, wenn der Farnstamm, der bei unsern Arten sich der Erde anschmiegt oder nur wenig darüber erhebt, dort eine Höhe bis zu etwa zehn Meter erreicht, gekrönt von einem Busch mächtiger, zierlich gefiederter, in kühnen Bogen herabwallender Wedel. Wahrlich, da zeigt sich uns der Farntypus in seiner erhabensten Formvollendung, da werden die Farne eine Zierde jeder tropischen Landschaft. Wohl dürften diese berechtigt sein, mit den Palmen über den ersten Rang unter den Gewächsen ernstlich zu streiten und Anspruch zu erheben auf das Wort des grossen Linné, der, ergriffen von der wunderbaren, architektonischen Schönheit der Palmen, sie als die „Fürsten des Gewächsreiches“ allen Pflanzen voranstellte.

Das hauptsächlichste, generelle Unterscheidungsmerkmal liegt in der Nervatur des Laubes.

Die Fruchthäufchen sind teils einseitig, dem Nervenverlaufe folgend, teils dem Rücken der Nerven aufsitzend. Bei Pteris stehen die Früchte stets

unter dem umgerollten Blattrande. Von Unkundigen wird oft ein auf der Unterseite des Laubes von Pteris aquilina auftretender Pilz, Dothidea Pteridis, für die Fruktifikationsorgane angesehen.

Die Gruppe der Osmundaceen ist dadurch charakterisiert, dass die Sporangien durch Verdrängung der Blattsubstanz sich zu einem eigenartigen Fruchtstande vereinigen. Deutschland besitzt nur einen Vertreter dieser Gruppe, den Königsfarn, Osmunda regalis, der ein herrlicher Schmuck unserer Wälder und Torfwiesen ist. Dieser Farn besitzt ein so eigentümliches Gepräge, dass er nie verkannt werden kann.

Die Ophioglosseen bewohnen teils die nördliche, teils die tropische Zone. Sie besitzen einen unterirdischen, knollenförmigen Vorkeim, dem die Geschlechtsorgane eingesenkt sind. Das Rhizom bildet Adventivwurzeln. Die entwickelte Pflanze besteht aus einem Blatte, das einen unfruchtbaren und einen fruchtbaren Teil, die Aehre oder Rispe, erkennen lässt. Auf trockenen Wiesen, an grasigen Abhängen, in Heidegegenden der Ebene und des Gebirges ist die Heimat dieser zierlichen Pflänzchen. Die bei uns vorkommenden beiden Gattungen Ophioglossum und Botrychium sind sehr leicht zu unterscheiden.

Mehr als bei den Zellenkryptogamen ist bei den Farnen der Grundsatz festzuhalten, stets nur vollständige Exemplare einzusammeln. Solche Exemplare müssen das Rhizom oder wenigstens einen Teil desselben aufweisen und stets Früchte tragen. Niemals reisse man den Wedel einfach ab, wie dies von Anfängern oft beliebt wird. Solche krüppelhaften Exemplare sind wertlos. Empfehlenswert ist es, wenn man zu dem vollständig entwickelten

Exemplare auch Jugendzustände der Wedel legt. Dieselben sind oft abweichend gestaltet und haben nicht selten Veranlassung zur Aufstellung eigener Arten gegeben.

Überragen die Wedel das Herbarformat, so knicke man den Wedelstiel um, ohne ihn zu zerschneiden. Dasselbe gilt auch von den Enden der Fiedern I. Ordnung. Will man von kultivierten Baumfarnen auch Exemplare fürs Herbar einlegen, so ist man freilich schon gezwungen, den Wedel zu zerschneiden. Häufig findet man nun in Sammlungen solche Exemplare, die nur aus den abgeschnittenen Fiedern (Segmenten) I. Ordnung bestehen. Diese haben gar keinen Wert. Niemand kann an solchem Bruchstück erkennen, ob dasselbe ein Segment I. Ordnung oder die abgeschnittene Spitze eines ganzen Wedels ist. Der ganze Wedel ist vielmehr so zu zerschneiden, dass wenigstens ein Fiedernpaar zusammenhängt, also einen Teil der Mittelrippe erkennen lässt. Notizen auf der Etikette weisen auf die Form des ganzen Wedels hin.

Um Wiederholungen zu vermeiden, gebe ich das Verzeichnis der einschlägigen Litteratur und der Exsiccaten-Sammlungen am Schlusse der ganzen Abteilung der Gefässkryptogamen.

II. Schachtelhalme (Equisetaceae).

Die Schachtelhalme stehen habituell in der jetzigen Pflanzenwelt völlig isoliert da. Es ist dieser Pflanzentypus als ein Überrest verloren gegangener Formen der vorweltlichen Pflanzenwelt zu betrachten.

Obwohl also die Schachtelhalme mit den Farnen in ihrer Tracht gar keine Aehnlichkeit besitzen, ge-

hören sie doch in ihre Nähe, da sie sich auf dieselbe Weise aus den Sporen entwickeln wie jene.

Die Hauptachse zeigt ein weit in der Erde hinkriechendes, oft knollentragendes Rhizom. Dasselbe ist teils glatt, teils von braunem Filze überzogen. Unmittelbar über der Erdoberfläche setzt sich das Rhizom als Stengel fort. Dieser zeigt mit wenigen Ausnahmen eine Zentralhöhle, um welche herum die durch Parenchym getrennten Zellenleitbündel liegen. Er ist in Zwischenräumen mit den zu Scheiden verwachsenen Blättern besetzt und an dieser Stelle immer durch Querwände geschlossen. Wo zwei Blättchen aneinander grenzen, findet sich gewöhnlich eine deutliche Furche, Commissuralfurche genannt. Tritt noch eine Furche in der Mitte der flachen oder gewölbten Blätter auf, so nennt man diese Carinalfurche. Der Stengel ist entweder ästig oder einfach gegliedert. Jeder Ast ist ein getreues Abbild des Ganzen. Scheinbar stehen die Aeste über den Scheiden; in Wirklichkeit aber gehört jeder Astquirl zu dem zunächst unter ihm stehenden Blattquirl. Das grundständige Astscheidchen ist ein wichtiges, specifisches Merkmal.

In den Zellenleitbündeln entstehen durch Resorption des Zellengewebes Lufthöhlen, die Carinallufthöhlen genannt werden. Im Parenchym liegt ein zweiter Lufthöhlenkreis, die Vallekularlufthöhlen.

Die an Kieselerde reiche Oberhaut zeigt sehr verschieden angeordnete Spaltöffnungen.

Die Früchte entwickeln sich in einer endständigen Aehre. Diese wird von metamorphosierten Blattquirlen gebildet. Jedes Fruchtblatt ist gestielt und besteht aus einem fünf- bis mehreckigen Schildchen, das auf seiner unteren Seite kegelförmige, einwärts in einer Längsspalte aufspringende Sporenbehälter

trägt. Die Sporen sind kugelig und von zwei elastischen, spatelförmigen Schleuderern umwickelt.

Unterhalb jeder Aehre befindet sich ein Ring. Während bei den bisher betrachteten Kryptogamen die Kenntnis der Frucht zur Charakteristik der Arten von grösster Wichtigkeit ist, verliert sie bei den Schachtelhalmen fast ganz ihre Bedeutung, da man gerade die Art an den sterilen Stengeln am leichtesten erkennen kann. Dafür sind die Spaltöffnungen der Oberhaut desto wichtiger und bei der Klassifikation der Familie unentbehrlich.

Diese Spaltöffnungen liegen entweder in der Oberhaut selbst (Equiseta phaneropora) oder unter der in einer Querspalte aufgerissenen Oberhaut (Equiseta cryptopora). Die Arten der zweiten Gruppe sind schwer von einander zu unterscheiden. Sie erfordern eine mikroskopische Untersuchung. Man fertigt zarte Querschnitte des Stengels an, um die Riefen zu prüfen. Letztere sind entweder konvex oder spitzkantig. Durch Schaben auf der Innenseite befreit man die Oberhaut von Bast und Parenchym und ist nun im stande, die Beschaffenheit und Anordnung der Spaltöffnungen zu erkennen. Von getrockneten Exemplaren weicht man Pröbchen des Stengels in Wasser auf.

Equisetum arvense *L.*, Telmateja *Ehrh.*, pratense *Ehrh.* und E. silvaticum *L.* sind dadurch eigentümlich, dass der fruchttragende von dem sterilen Stengel sehr verschieden ist. Die Fruchtstengel erscheinen im Frühjahre und haben nur eine kurze Lebensdauer. Die später auftretenden, sterilen Stengel kann man den ganzen Sommer hindurch sammeln. Auf die selten auftretende, ährentragende Form des sterilen Stengels möchte ich den Sammler besonders aufmerksam machen.

Alle übrigen Arten zeigen vollkommen gleich gebildete und auch zu gleicher Zeit erscheinende sterile und fertile Stengel.

Um den grossen Formenreichtum der einzelnen Arten kennen zu lernen, empfiehlt es sich, an möglichst vielen und verschiedenen Lokalitäten Exemplare einer Art zu sammeln.

Beim Pressen wende man nur sehr gelinden Druck an, weil sonst die hohlen Stengel zerquetscht werden.

III. Bärlappgewächse (Lycopodiaceae).

Die Lycopodiaceen wurden von vielen älteren Botanikern den Moosen angereiht, mit denen sie habituell allerdings Aehnlichkeit besitzen. Es lassen sich drei Gruppen unterscheiden:

Lycopodieae,
Selaginelleae,
Isoëteae.

Die Lycopodieen sind Landpflanzen mit meist stielrundem, niederliegendem Stengel. Selten bleibt letzterer einfach, meist teilt er sich gabelförmig in zahlreiche Äste. Er besitzt einen Strang zentraler Leitbündel, in deren Mitte regelmässig bandartig angeordnete Treppenzellen liegen, die von Spiralzellen und Parenchym umgeben sind. Das Cambium liegt im Umkreise des Bündels. Von der Aussenseite sind die Leitbündel durch einen Verdickungsring getrennt. Die Blätter stehen spiralig am Stengel, in ihren Achseln finden sich oft Brutknospen. Die nierenförmigen, einfächerigen, zweiklappigen Sporangien sitzen am Grunde der Stengelblätter oder bilden einen ährenförmigen Fruchtstand

und enthalten zahllose, staubfeine Sporen. Die Lycopodieen findet man in Wäldern der Ebene und des Gebirges, auf Torfboden, feuchtem, sandigem Heideland u. s. w.

Die Selaginellen sind moosähnliche Gewächse. Der Stengel ist niederliegend, selten in die Höhe steigend und teilt sich dichotom in zahlreiche Aeste. Stengel und Aeste entwickeln zahlreiche Adventivwurzeln. Die Blätter sind vierzeilig angeordnet. Die Sporangien entwickeln sich meist in ährenförmigen Fruchtständen. Sie treten in doppelter Form auf, als Makrosporangien und Mikrosporangien. Erstere springen in vier Klappen auf und enthalten vier Makrosporen, die bei der Keimung einen Vorkeim mit Archegonien entwickeln; letztere sind zweiklappig, angefüllt mit vielen, staubfeinen Mikrosporen. Diese bilden die Antheridien, in denen die Spermatozoiden enthalten sind.

Europa beherbergt nur drei Arten dieser interessanten Pflanzengruppe. In gebirgigen Gegenden überkleidet Selaginella helvetica oft auf grosse Strecken den Boden, an Felsen, auf altem Gemäuer, an Strassen und Gräben bilden ihre weithin kriechenden Stengel eine dunkelgrüne bis dunkelblutrote Decke. S. spinulosa wächst mehr versteckt im Grase. S. denticulata *L.* kommt nur im Süden Europas vor.

Die Isoëten haben das Ansehen steriler Gras- oder Binsenrosetten. Dem minder aufmerksamen Beobachter können sie daher leicht entgehen. Sie bilden einen durchaus eigentümlichen, scharf gesonderten und in vieler Beziehung merkwürdigen Pflanzentypus. Der knollenartig verkürzte Stamm zeichnet sich durch grosse Einfachheit des Wuchses aus. Er zeigt keine Sprossbildung und nur in

einigen wenigen Fällen ist eine dichotomische Teilung desselben beobachtet worden. Der Stamm besitzt eine zentrale Holzmasse. Die Rinde bildet sich fortwährend von innen heraus durch neue Zellen, die später von aussen her absterben. Nach unten entsendet der Stamm sonderbar dichotom geteilte Adventivwurzeln. Die Fruktifikationsorgane befinden sich auf der ausgehöhlten Innenfläche der an der Basis erweiterten, dachziegelig angeordneten Blätter. Stets finden sich auf demselben Stock zweigestaltige Sporangien. Die äussern Blätter enthalten grössere, gerundet tetraëdrische Makrosporen, die innern bedeutend kleinere, längliche Mikrosporen. Letztere zeigen eine überraschende Aehnlichkeit mit dem Pollen der Phanerogamen. Die Keimung ist ähnlich der bei Selaginella.

Je nach dem Vorkommen der Isoëten lassen sich folgende Gruppen unterscheiden:

1. Wasser-Isoëten. Pflanzen stets im Wasser untergetaucht.
2. Amphibische Isoëten. Pflanzen im Wasser oder an periodisch austrocknenden Orten wachsend.
3. Land-Isoëten. Pflanzen an periodisch nassen oder auch stets trockenen Orten auf dem Lande wachsend.

Im nördlichen und mittlern Europa finden sich nur Vertreter der ersten Gruppe. Auf dem Grunde der Seen bis zu einer Tiefe von etwa 1½ Meter kommen die dichten, starren Rasen von Isoëtes lacustris *L.* und I. echinospora *Dur.* vor, oft gleichsam unterseeische Wiesen bildend.

Auf einen Punkt möchte ich den Sammler aufmerksam machen. Diese beiden Wasser-Isoëten hat man stets in Gesellschaft einiger bestimmter Phanerogamen gefunden. Als solche Begleitpflanzen

sind zu erwähnen: Litorella lacustris (nie fehlend), Lobelia Dortmanna, Nuphar pumilum, Sparganium affine, Myriophyllum alternifolium, Elatine Hydropiper. Characeen finden sich selten in der Nachbarschaft der Isoëten. — Findet man also in einem See mit sandigem, steinigem Boden einige der angeführten Pflanzen wachsend, so unterlasse man nie, denselben auf die Anwesenheit von Isoëtes hin zu untersuchen.

Die Vertreter der II. und III. Gruppe finden sich im westlichen und südlichen Europa, oder sie sind aussereuropäisch.

---

4. Wurzelfrüchtler (Rhizocarpeen).

Wir kommen nun zur letzten Familie der Kryptogamen, den Wurzelfrüchtlern oder Rhizocarpeen. Bedeutsam wird diese Familie, da sie als Schlussglied der Sporenpflanzen dasteht und zugleich den Uebergang zu den Samenpflanzen bildet. Wurde sie ja früher ohne weiteres den Phanerogamen zugezählt.

Die Rhizocarpeen sind sämtlich Wassergewächse und schwimmen teils frei auf der Oberfläche des Wassers, teils wurzeln sie im Schlamme in Sümpfen und Gräben.

Der Stengel besitzt nur ein zentrales Gefässbündel, welches von einem Ringe verholzter Zellen und einer parenchymatischen Rinde umgeben ist. Die Blätter sind entweder fadenförmig oder flächenartig ausgebreitet. Die Sporangien sind von kugel- oder bohnenförmigen Behältern eingeschlossen.

Diese stehen entweder einzeln oder zahlreich neben oder in den Achseln der Blätter. Die Makro- und Mikrosporen finden sich entweder in demselben Behälter oder getrennt in verschiedenen. Die reifen Makrosporen besitzen eine sogenannte Keimwarze. Regelmässig bricht neben derselben der Vorkeim hervor, auf dem sich nur ein Archegonium bildet. Nach der Befruchtung durch die in den Mikrosporen gebildeten Spermatozoiden wächst der Keimkörper zur neuen Pflanze heran. Vorkeim und Keimpflanze entwickeln sich ganz selbständig, bis ersterer überholt wird und nach und nach verkümmert. Von den in Europa vorkommenden Gattungen Pilularia, Marsilea und Salvinia besitzt Deutschland je eine Art. Salvinia natans findet man im Herbst auf Gewässern schwimmend, namentlich gern zwischen Flossholz. Man fängt die Pflanzen unter Wasser auf Papier (vergl. Characeen) auf, wodurch das zarte Wurzelgeflecht gut erhalten bleibt.

Nahe verwandt mit Salvinia ist die Gattung Azolla, deren Vertreter in aussereuropäischen Ländern gefunden werden.

Litteratur.

Döll, J. C., Gefässcryptogamen des Grossherzogtums Baden. Karlsruhe 1855.

Duval-Jouve, J., Histoire naturelle des Equisetum de France. Paris 1864.

Heufler, N. v., Asplenii species Europ. Wien 1856.

Hooker, W. J., Genera filicum. London 1842. 120 kol. Tafeln.

Luerssen, Ch., Gefässcryptogamen Deutschlands

(vergl. Rabenhorst, Crypt. Flora. 2. Aufl.)
Leipzig 1884.

Mettenius, G., Filices horti botan. Lipsiensis. Lipsiae 1856.

Milde, J., Gefässcryptogamen in Schlesien, mit 25 Tafeln. Bonn 1859.

„ Die höheren Sporenpflanzen Deutschlands und der Schweiz. Leipzig 1865.

„ Monographia Equisetorum. Dresden 1865.

„ Filices Europae et Atlantidis, Asiae minoris et Sibiriae. Lipsiae 1867.

Presl, C. B., Hymenophyllaceae. Prag 1843.

Roeper, J. A., Zur Flora Mecklenburgs. 2 Teile. Rostock 1843—44.

Spring, A., Monograph. de la fam. des Lycopodiacées. Brux. 1842—49.

Waldner, H., Deutschlands Farne mit Berücksichtigung der angrenzenden Gebiete Oesterreichs, Frankreichs und der Schweiz.

Wünsche, O., Filices Saxonicae. Zwickau 1871.

Exsiccaten-Sammlungen.

Anne Libert, Plantae cryptogam. Arduennenses.

Baenitz, Herbarium europaeum.

Breutel, Cryptogamae vasculares exsiccatae.

Billot, Flora Galliae et Germaniae exsiccata.

Babette Simon, Filices Maderenses.

Jack, Leiner und Stizenberger, Badische Cryptogamen.

Desmazières, Plantes cryptogam. de France.

Erbario crittogamico italiano.

Elias Fries, Herbarium normale.

Funk, Cryptogamische Gewächse des Fichtelgebirges.
Herbarium norddeutscher Pflanzen von Lasch und Baenitz.
Kneiff und Hartmann, Badische Kryptogamen.
Nestler et Mougeot, Stirpes cryptogamicae Vogeso-Rhenanae.
Rabenhorst, Cryptogamae vasculares Europaeae.
Schultz, F., Flora Galliae et Germaniae exsiccata.



